

• Phyt. •

906

Æ

8th Phyt.

906 $\frac{x}{-}$ -1

Meyer

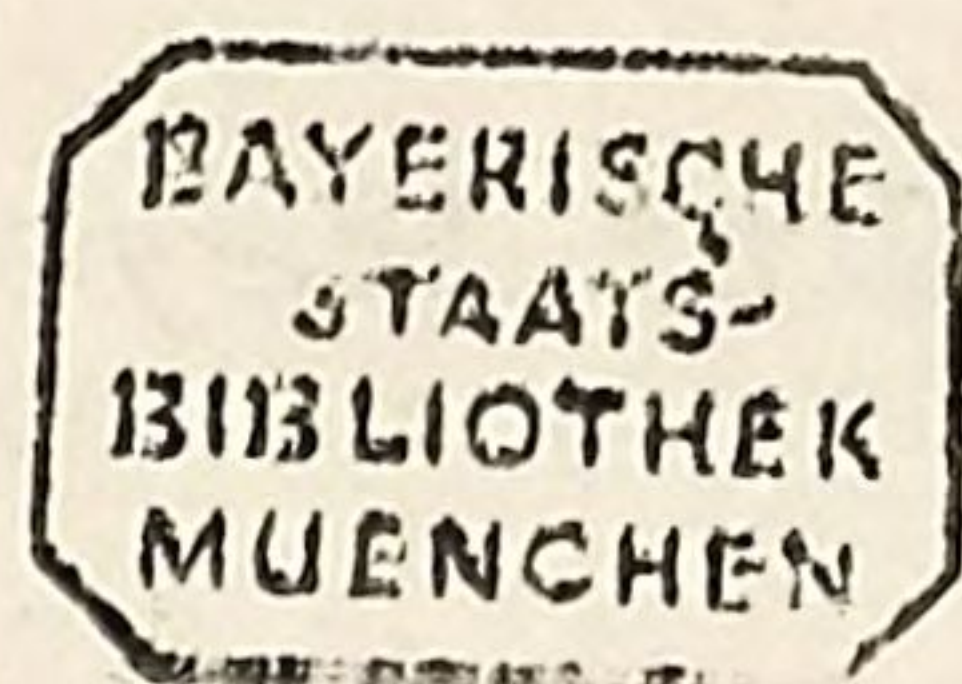
Bayerische Staatsbibliothek



<36653588940016



RECEIVED
JAN 10 1900
LIBRARY
OF THE
MUSEUM OF
COMPARATIVE ZOOLOGY



Botanische Practica.

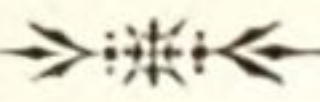
Von

Dr. Arthur Meyer,

ord. Professor der Botanik an der Universität Marburg.

Zum Gebrauche in den Laboratorien und zum
Selbstunterrichte.

I. Practicum.



Jena,
Verlag von Gustav Fischer.
1898.

Erstes
mikroskopisches Practicum.

Eine Einführung in den Gebrauch des Mikroskopes

und

in die Anatomie der höheren Pflanzen.

**Zum Gebrauche in den botanischen Laboratorien
und zum Selbstunterrichte.**

Für

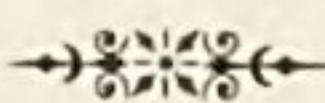
Botaniker, Chemiker, Pharmaceuten, Studierende des höheren
Lehramtes, Zoologen.

Von

Dr. Arthur Meyer,

ordentlicher Professor der Botanik und Pharmakognosie
an der Universität Marburg.

Mit 29 Abbildungen.



Jena,

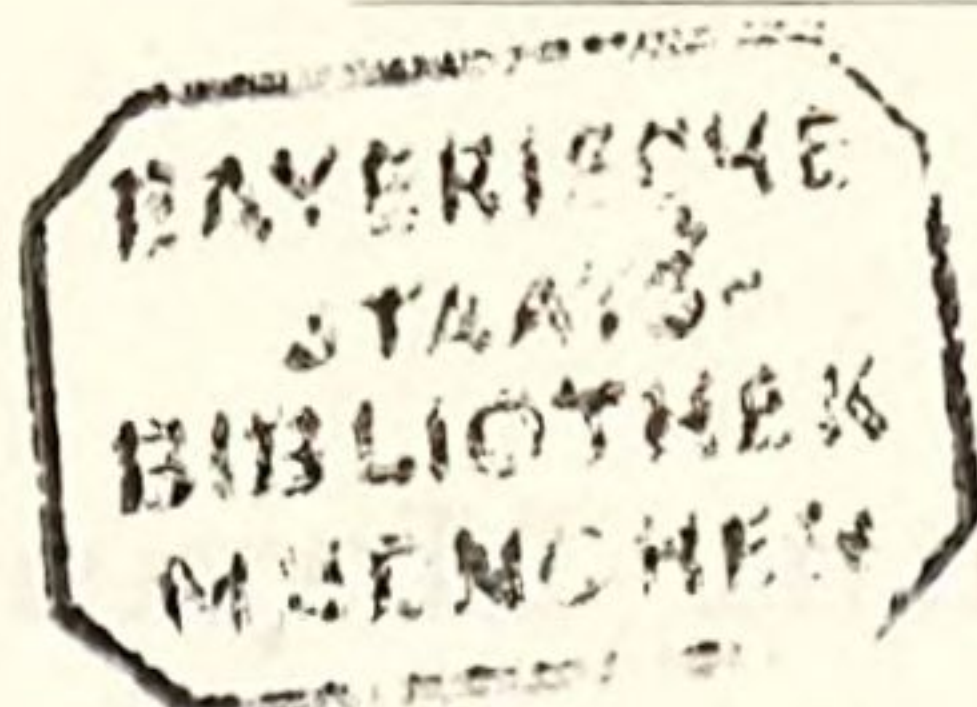
Verlag von Gustav Fischer.

1898.

g.m. 5098

K. MANGER.

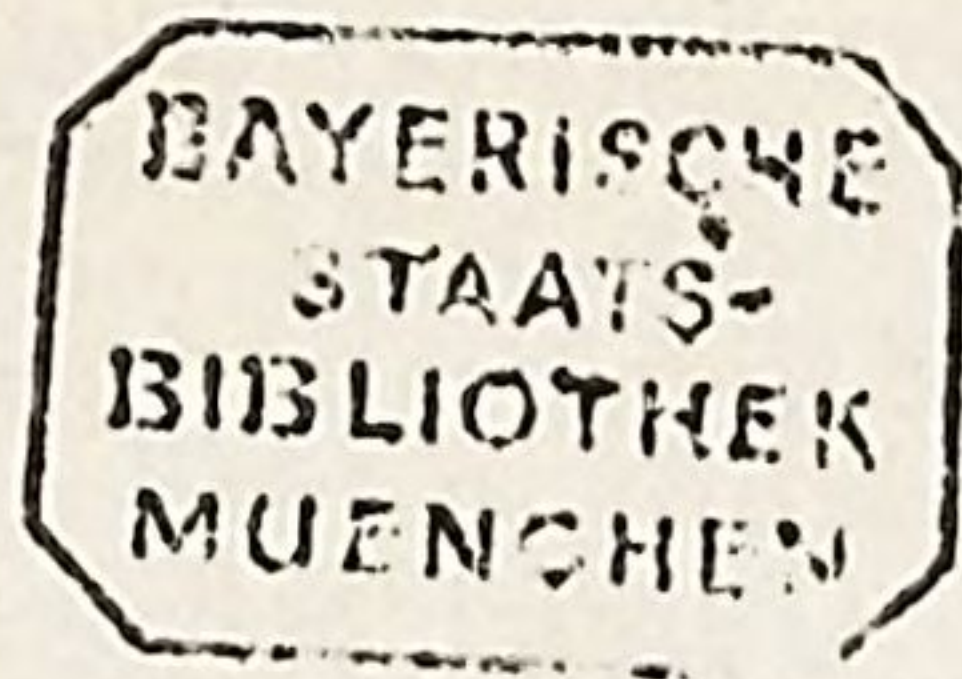
Alle Rechte vorbehalten.



Inhaltsverzeichnis.

	Seite
Einleitung und Vorrede	1
1. Das Mikroskop	4
2. Das Einstellen der Objekte	7
3. Untersuchung des Bildes der mit Fuchsinlösung gefüllten, in Wasser liegenden Glasröhre	8
4. Massiver Glasfaden in Wasser und ferner in Monobrom- naphthalin liegend	10
5. Luftblasen und Nelkenöltropfen in Gummischleim	11
6. Das Zeichnen	12
7. Das Pollenkorn von <i>Malva silvestris</i> ; Allgemeines über das Pollenkorn	13
8. Die Sporen von <i>Lycopodium clavatum</i>	15
9. Die Zellen von <i>Spirogyra</i>	16
10. Allgemeines über die Pflanzenzelle; die Bewegungserscheinungen des Proto- plasten	17
11. Das Schneiden mit dem Rasiermesser	20
12. Fixieren und Härten des Materials durch Alkohol	20
13. Anatomischer Bau der Monokotyledonenwurzel; die Wurzel von <i>Iris pumila</i> und <i>Fritillaria imperialis</i>	21
14. Allgemeines über die wichtigsten Zellarten oder Zellformen, welche den Körper der Gefäßpflanzen zusammensetzen	25
15. Die Monokotyledonenachse; das Rhizom von <i>Convallaria majalis</i> ; <i>Triticum repens</i>	30
16. Die Siebröhren von <i>Cucurbita Pepo</i>	36
17. Das Kollenchym von <i>Cucurbita Pepo</i>	39
18. Der primäre Bau der Achse der Dikotyledonen; die Ausläufer von <i>Ranunculus repens</i> ; Allgemeines über den primären Bau der Dikotyledonen- achse	41
19. Allgemeines über die Leitbündel	44
20. Sekundärer Bau der Achse der Dikotyledonen; <i>Rosa arvensis</i>	49
21. Allgemeines über das sekundäre Dickenwachstum der Achse und Wurzel und über die Entstehung des Kambiums und Periderms; Interfascikularkambium- bildung bei <i>Clematis Vitalba</i>	54
22. Das Periderm und die Lenticellen; <i>Sambucus nigra</i> ; a) die Peri- dermbildung, b) Bau und Reaktion der Korkzellen, c) das Phelloderm, d) die Lenticellen	62

	Seite
23. Das Zeichnen mit dem Zeichenapparate und die Bestimmung der Vergrößerung des gezeichneten Bildes	68
24. Das Laubblatt; <i>Rosa centifolia</i> ; <i>Euphorbia Lathyris</i>	70
25. Allgemeines über die Milchröhren	75
26. Haare, Drüsenhaare und Raphidenzellen; <i>Chrysanthemum</i> , <i>Primula</i> ; <i>Pistia</i>	77
27. Die Blüte von <i>Brassica Napus</i> ; Morphologie der Blüte; Kelchblatt, Kronenblatt, Staubblatt, Stempel, Samenknope; Samenknope von <i>Narcissus poëticus</i>	80
28. Die Frucht von <i>Brassica Napus</i>	89
29. Der Samen von <i>Brassica Napus</i>	90
30. Der Samen von <i>Ricinus communis</i> und die Aleuronkörner	91
31. Einschließen der Präparate in Kanadabalsam	93
32. Verzeichnis der im Practicum benutzten Reagentien	94
33. Verzeichnis der im Practicum erwähnten Bücher, auf welche sich die abgekürzten Litteraturangaben im Texte beziehen	94
34. Verzeichnis des für das Practicum einzusammelnden, einzulegenden und zu züchtenden Materials	95
Register	98



Einleitung und Vorrede.

Nicht gerade zu den dankbarsten Arbeiten, welche ein Universitätslehrer vornehmen kann, gehört das Schreiben botanischer Practica; denn der Verfasser solcher Anleitungen muß dabei viel elementare Arbeit leisten, vorzüglich viel Zeit auf die nochmalige Untersuchung von Dingen verwenden, die längst zum gesicherten Bestande der Wissenschaft gehören. Wenn ich es dennoch unternahm, Practica zu bearbeiten, so veranlaßten mich in erster Linie die speciellen Bedürfnisse des Marburger Botanischen Institutes dazu, dann aber auch die Ueberzeugung, daß der Universitätslehrer seine Stellung nicht ganz ausfüllt, wenn er nicht auch bestrebt ist, für die Fortentwicklung der Pädagogik seiner Wissenschaft zu sorgen. Pädagogisch zweckmäßig abgehaltene Practica sind eins der wichtigsten Hilfsmittel des Docenten zur Einführung der Schüler in die Wissenschaft, zur Hebung des Interesses an der Botanik, zur Erziehung junger Forscher und tüchtiger Praktiker, und so scheint mir die Zeit, welche ich zur Bearbeitung eines solchen Lehrmittels, wie das vorliegende Practicum es ist, benutzt habe, nicht ganz zwecklos und hoffentlich auch nicht ganz unnütz verwandt zu sein.

Das vorliegende „Erste mikroskopische Practicum“ hat den allgemeinen Zweck, die Fähigkeit der Beobachtung in den jungen Studierenden auszubilden, für deren Uebung unsere Gymnasien, trotzdem diese Fähigkeit die erste Grundlage für den wissenschaftlichen und praktischen Fortschritt der Menschheit ist, äußerst wenig thun. Das Practicum soll zuerst scharf sehen lehren. Dazu ist gerade die aufmerksame Beobachtung des mikroskopischen Bildes eine vortreffliche Schule. Das Practicum führt also zuerst in die Methode der mikroskopischen Beobachtung ein. Das Mikroskop ist in den letzten Jahrzehnten in gleicher Weise für Botaniker, Zoologen und Mineralogen wichtig geworden, und der Besitz der Fähigkeit, es gebrauchen zu können, ist nicht nur für die Lehrer dieser Disciplinen notwendig, er ist auch für die Vertreter sehr vieler praktischer Fächer, für Pharmaceuten, Nahrungsmittelchemiker, Gärungstechniker, Papierfabrikanten, Zuckerfabrikanten, Landwirtschaftler, Mediziner u. s. w. von allergrößter Wichtigkeit.

Die Methode der mikroskopischen Beobachtung kann besonders gut an pflanzlichen Objekten erlernt werden; es fragt sich nur, welche der letzteren der Lehrer den mikroskopischen Uebungen am besten zu Grunde legen soll. Ich bin bei der Wahl der Objekte für dieses

für Anfänger bestimmte Practicum zunächst von dem Gesichtspunkte ausgegangen, daß die Objekte zweckmäßigerweise solche sein müssen, deren Kenntnis für alle die Gruppen von Studierenden, welche ein solches Practicum auf der Universität oder zum Selbststudium benutzen können, gleich und besonders wichtig erscheint. Deshalb wählte ich als allgemeines Objekt für dieses Practicum die Anatomie der höheren Pflanzen. Die Kenntnis der letzteren ist für alle diejenigen, welche Botanik mit Vorteil zum Haupt- oder Nebenfach des Studiums wählen können, sehr wichtig.

Bei der Auswahl der anatomischen Objekte für die praktischen Uebungen bin ich so vorgegangen, daß ich für den Beginn der Uebungen relativ einfache Objekte gewählt habe, für spätere Studien schwierigere. Ich habe ferner das Material so ausgewählt, daß nach dessen aufmerksamem Studium, an der Hand des Buches, ein geschlossenes Bild von dem anatomischen Baue der höheren Pflanze und von dessen physiologischer Bedeutung in dem Praktikanten entstehen muß, welches als geschlossenes Ganze einen guten Grundstock liefern kann, an den sich später zu Lernendes leicht angliedern läßt.

Da das Buch bei mir in einem Practicum Verwendung findet, in welchem gleichzeitig Botaniker, Schulamtskandidaten, Pharmaceuten, Chemiker und event. Mediziner nebeneinander unterrichtet werden, und für eine derartige Vereinigung sehr verschiedener Studierender gedacht ist, so habe ich dem Buche nur einen solchen Umfang gegeben, daß sein Stoff in einem Semester und bei wöchentlich zwei Nachmittagen Arbeitszeit von fleißigen Arbeitern mit Vorteil zu bewältigen ist.

Da ferner das Buch für den gleichzeitigen Unterricht einer großen Anzahl von Studierenden berechnet ist, so habe ich darauf Rücksicht genommen, daß für die Uebungen nur solche Instrumente Verwendung finden, die leicht in größerer Anzahl beschafft werden können, und nur die, welche absolut nötig sind. Ebenso ist bei der Auswahl der mikrochemischen Reaktionen und des Pflanzenmaterials auf dieses Moment Rücksicht genommen worden. Damit das Buch auch zum Selbstunterricht dienen könne, habe ich nur ganz gewöhnliche, leicht zu beschaffende Pflanzen als Studienobjekte ausgewählt.

Das Buch zerfällt in 31 Kapitel, welche verschiedene Bedeutung haben. Eine Anzahl von Kapiteln enthalten die von allen Praktikanten auszuführenden Uebungen; ihre Ueberschriften sind in dem „Verzeichnis der Kapitel“ gesperrt gedruckt. Die im Texte des Buches klein gedruckten allgemeinen Kapitel sollen von den Praktikanten nur gelesen werden; sie sollen zur Erläuterung des Gesehenen, zur Entlastung der das Practicum abhaltenden Docenten und zum eingehenderen Selbstunterricht des Praktikanten bestimmt sein. In den klein gedruckten Abschnitten finden sich jedoch hie und da auch weitere Uebungen eingeschaltet, welche für diejenigen Praktikanten bestimmt sind, die relativ schnell fortschreiten.

In den allgemeinen Kapiteln ist den in der Anatomie gebrauchten Namen eine relativ große Aufmerksamkeit geschenkt worden. Ich habe dabei zweierlei im Auge gehabt. Zuerst kam es mir darauf an, das Practicum für die Studierenden aller botanischen Schulen verständlich zu gestalten; ich mußte schon deshalb die verschiedenen Namen, welche für ein und denselben Begriff von verschiedenen Autoren gebraucht werden, anführen. Dann habe ich darauf hinwirken

wollen, daß sich die Docenten zu einer einheitlichen Nomenklatur der anatomischen Begriffe entschließen möchten. Es ist an sich ganz gleichgiltig, welchen Namen man für einen anatomischen Begriff gebraucht, ob man z. B. eine Rindenregion Bastzone oder Innenrinde nennt, aber es ist eine unnötige Belastung des botanischen Anfängers und ein Hemmnis für die Entwicklung der Wissenschaft, wenn für einen Begriff mehrere Namen, und wenn ein und derselbe Name für verschiedene Begriffe gebraucht wird.

Vielleicht ist es zweckmäßig, wenn ich hier bemerke, daß ich der „phylogenetischen Anatomie“ und deren Begriffen in diesem Buche keinen Raum gegeben habe. Wenn ich auch durchaus der Meinung bin, daß im allgemeinen diejenige Darstellungsweise der Anatomie die zweckmäßigste ist, welche die meisten Gesichtspunkte, unter denen man die innere Gliederung der Pflanze betrachten kann, berücksichtigt, so glaube ich doch, daß die phylogenetisch-anatomischen Hypothesen auf noch so wenige und so wenig gesicherte Thatsachen gestützt sind, daß man ihnen noch keinen Einfluß auf die Darstellungsweise und die Begriffe der allgemeinen Anatomie einräumen darf. Selbstverständlich betrachte ich die phylogenetische Fragestellung auch in der Anatomie als notwendig, und die gesonderte Darstellung der Resultate dieser Forschung als wichtig.

Es schien mir zuletzt zweckmäßig, den Anfänger, welcher dieses Buch benutzen soll, im Texte auf die wichtigsten deutschen Lehrbücher der Anatomie und auf ein Lehrbuch der Botanik hinzuweisen, um ihn zu veranlassen, diese, mit Rücksicht auf seine Erfahrungen im Practicum, zu studieren; Originalarbeiten habe ich dagegen nicht in diesem Buche angeführt, weil ich es hier für unnötig hielt; ich werde solche Angaben um so ausgiebiger in den Practica machen, welche später erscheinen sollen, da diese für Fortgeschrittenere bestimmt sein werden.

Arthur Meyer.

Botanisches Institut der Universität Marburg,
Mai 1898.

1. Das Mikroskop.

Ein Mikroskop (Fig. 1 u. 2) setzt sich aus dem Stative, dem Beleuchtungsapparate und dem bilderzeugenden Apparate zusammen.

Das Stativ besteht aus dem Fuße *F*, der Säule *C*, dem Objektische *T*, der Röhre *H* und der Mikrometerschraubeneinrichtung *Km*.

Der Beleuchtungsapparat wird aus dem Spiegel *S* und der Blende *B* gebildet, in welcher eine größere oder kleinere Oeffnung, die Blendenöffnung, angebracht ist.

Der bilderzeugende Apparat setzt sich zusammen aus dem Tubus *R*¹⁾, dem in den Tubus eingesetzten Okulare *O* und dem Objektiv *L*, welches dem Tubus angeschraubt wird.

Wir stellen das Instrument so vor uns, daß der Objektisch *T* von uns weg- und nach dem Fenster zugekehrt wird. Wir nehmen das Okular aus dem Tubus, ziehen den Tubus aus der Röhre und schrauben das Objektiv ab. Wir betrachten Okular und Objektiv.

Das Okular enthält nur eine vordere und eine hintere Linse. Innerhalb des Okulars befindet sich eine Blende.

Wir benutzen ein Okular mittlerer Vergrößerung. Von den SEIBERT'schen Okularen verwendet man am besten Okular II, welches 7fach vergrößert. Je stärker das Okular vergrößert, um so kleiner ist im allgemeinen die vordere Linse. Auch die Objektive haben eine um so kleinere vordere Linse (Frontlinse), je stärker sie vergrößern. Wir benutzen vorläufig zwei Objektive, Objektiv II und V von SEIBERT (oder entsprechende von anderen Firmen)²⁾. Objektiv II mit Okular II vergrößert 100 mal, Objektiv V mit Okular II 426 mal. In einzelnen Fällen würden wir System V^{1/2} von SEIBERT statt des Systemes V mit Vorteil für unsere Untersuchungen verwenden, wenn es sich darum handeln sollte, Dinge, welche mit Objektiv V etwas schwierig zu erkennen sind, deutlicher zu sehen.

Wir überzeugen uns, ob die Frontlinsen unserer Objektive und die Linsen unserer Okulare rein sind, und reinigen sie eventuell mit

1) Der Tubus ist bei SEIBERT 170 mm lang, und auf diese Tubuslänge sind alle Objektive dieses Institutes korrigiert. Die Objektive von LEITZ sind auf die gleiche Tubuslänge korrigiert; es muß deshalb der Tubus von dessen Instrumenten auf 170 mm ausgezogen werden.

2) Von den Okularen und Objektiven von CARL ZEISS in Jena würden die Objektive A (Preis 24 M.) und D (Preis 42 M.), sowie das Okular IV (Preis 7 M.) zu verwenden sein; von ERNST LEITZ in Wetzlar Objektiv III (für 15 M.) und Objektiv VII (für 30 M.), sowie Okular III (für 5 M.). SEIBERT's Objektiv II kostet 18 M., Objektiv V 36 M., Okular II 7,50 M.

einem reinen Baumwollenlappen. Erscheint das Bild trübe, so trägt meist die Verunreinigung der Frontlinse die Schuld. Wir merken uns auch schon jetzt für alle Practica, daß wir vor dem Einpacken des Instrumentes in den Kasten, am Ende einer Uebung, stets prüfen wollen, ob die Frontlinsen aller gebrauchten Objektive reinsind, und sie vor dem Einlegen in den Kasten reinigen. Längeres Aufliegen von Schmutz oder von Einschlußflüssigkeiten schädigt die Frontlinsen!

Wir stecken den Tubus wieder in das Rohr und suchen dem Hohlspiegel (den Planspiegel, welcher auf der anderen Seite der Spiegelfassung liegt, benutzen wir für gewöhnlich nicht) die für die Beobachtung richtige und zweckmäßige Stellung zu geben. Zu dem Zwecke sehen wir in das Rohr hinein und drehen den Spiegel, welcher entweder der freien Himmelsfläche oder einer Leuchtlampe zugekehrt steht, so lange, bis die Blendenöffnung hell erleuchtet erscheint, bis wir also im Spiegel ein Stück des hellen Himmels oder das Bild der Flamme im Centrum des Diaphragmas sehen. Die Mitte des Spiegels soll dabei ungefähr unter der Mitte des Diaphragmas liegen.

Ist man erst geübt, so kann man die richtige Einstellung des Spiegels auch finden, wenn man in das Okular des vollständig

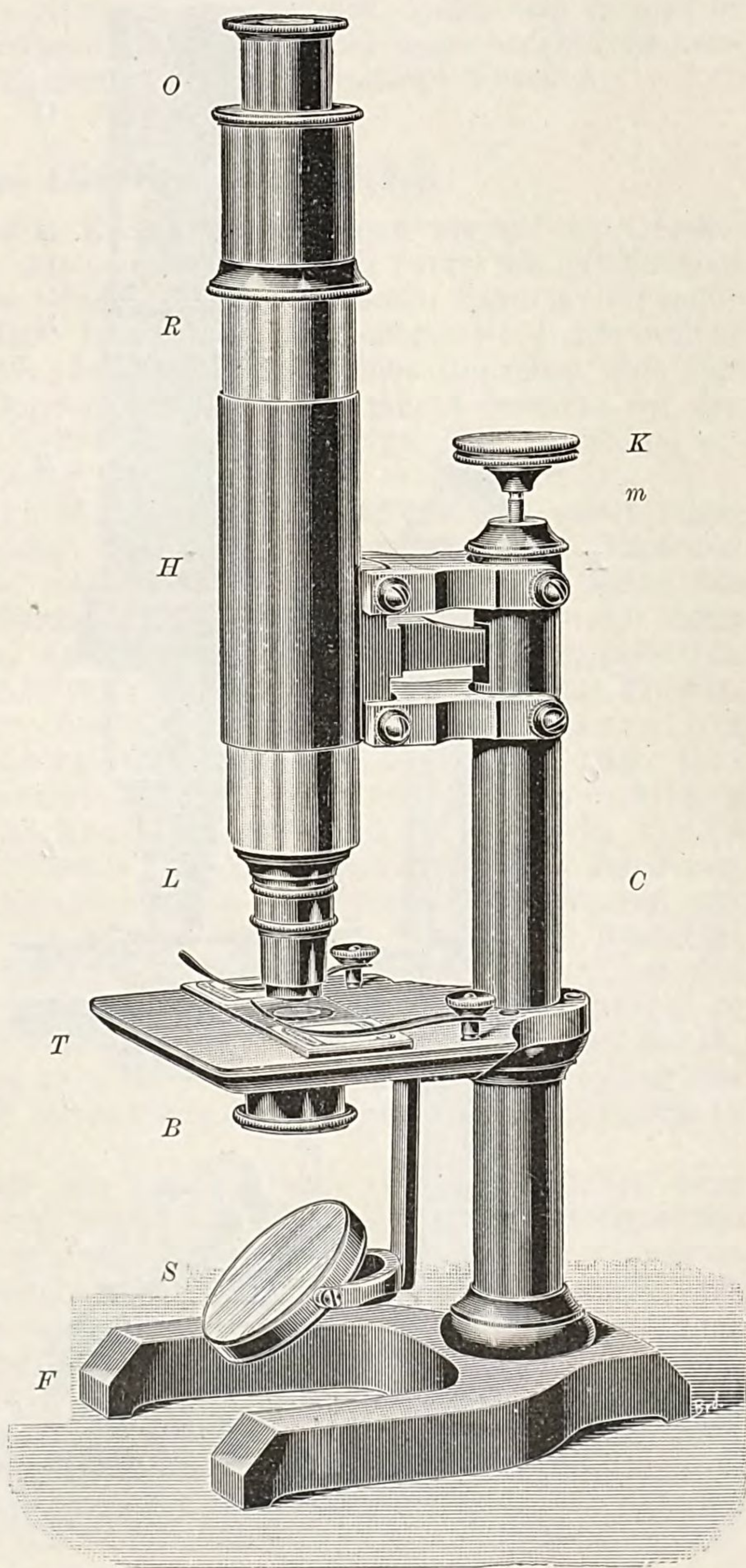


Fig. 1. Mikroskop mit Stativ VII ($\frac{1}{2}$ nat. Größe).
Aus Preisliste von W. H. SEIBERT, Optisches Institut
in Wetzlar, 1896 No. 26. Preis 31 M.

zusammengesetzten und auf ein Objekt eingestellten Mikroskopes hinein-
sieht und den Spiegel so lange dreht, bis das Sehfeld die größte
Helligkeit zeigt. Der Spiegel würde dann genau so stehen, wie wir
ihn jetzt gestellt haben. Auch hier achtet man jedoch darauf, daß der
Spiegel für gewöhnlich central steht, also daß seine Mitte in die

Achse von Okular
und Objektiv zu
liegen kommt.

Schiefe Beleuch-
tung, welche zu-
stande kommt,
wenn man das
Spiegelcentrum aus
der optischen Achse
herausbewegt, be-
nutzen wir vorerst
nicht.

Von den Dia-
phragmen wäh-
len wir eins
mittlerer Weite.
Für stärkere Ob-
jektive benutzt man
Diaphragmen mit
engerer Oeffnung,
für schwächere
solche mit weiterer.

Will man die
Beleuchtung ab-
schwächen, so kann
man, wenn eine Cy-
linderblende vor-
handen ist, auch
die Blende etwas
hinabziehen, so daß
die Oberfläche des
Diaphragmas etwas
tiefer zu liegen
kommt als die Ober-
fläche des Objekt-
tisches.

Wir schrau-
ben nun das
schwächere Ob-
jektiv (II) an,
nachdem wir
den Tubus
etwas hochge-
schoben haben;
dann setzen wir
das Okular in
den Tubus.

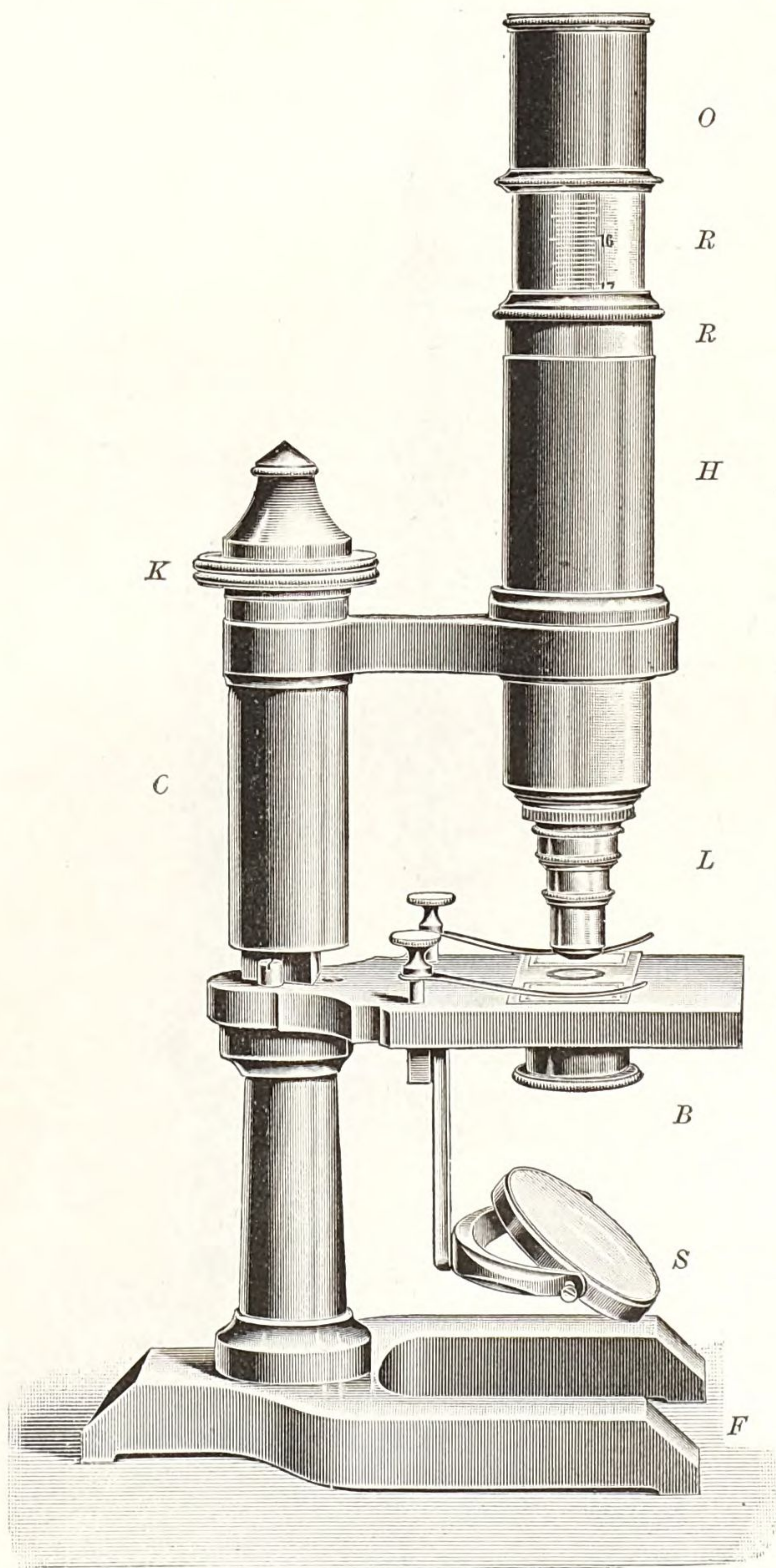


Fig. 2. Mikroskop mit Stativ VI von SEIBERT in
Wetzlar, Preisliste No. 27 von 1898. Die Bedeutung der
Buchstaben ist die gleiche wie in Fig. 1. Preis 45 M.

Ehe wir uns weiter mit der Anwendung des Mikroskopes vertraut machen, haben wir zuerst die Objektträger und die Deckgläser kennen zu lernen. Als Objektträger benutzen wir Glasplatten von 32 mm und 62 mm Seitenlänge. Die Deckgläser sollen für SEIBERT's Instrumente ungefähr 0,15 mm dick sein, da dessen Objektive für diese Deckglasdicke justiert sind ¹⁾, dabei quadratisch, bei einer Seitenlänge von 18 mm. Wir reinigen ein Deckglas, indem wir es erst in Wasser tauchen, dann mit zwei Fingern zwischen einen weichen Leinenlappen fassen und die Leinwand vorsichtig reibend bewegen.

2. Das Einstellen der Objekte.

Zur Einübung des Einstellens legen wir auf den Objektträger ein „Objekt“. Als solches wählen wir zuerst ein mit Fuchsin gefülltes, 0,5 cm langes Glasröhrchen. (Dasselbe kann in folgender Weise hergestellt werden: Man ziehe aus einer etwa 4 mm weiten Glasröhre von 1 mm Wandstärke ein haarfeines Röhrchen über der BUNSEN-Flamme oder Spirituslampe aus und taucht dasselbe vor der Untersuchung mit der Spitze in eine wässerige, heiß gesättigte, erkaltete und filtrierte Lösung von Fuchsin, bis es angefüllt ist.)

Wir setzen auf die Mitte des Objektträgers mit einem Glasstabe ein kleines Tröpfchen Wasser und legen in dieses Tröpfchen die Glasröhre so hinein, daß ihre Achse mit den kurzen Seiten des Objektträgers parallel liegt. Tropfen und Glasstab decken wir dann mit einem Deckglase zu, welches wir mit einer Kante zuerst aufsetzen und dann langsam herabneigen. Wir achten darauf, daß keine Flüssigkeit auf die Oberfläche des Deckglases kommt (was in allen Fällen der Anwendung von Einschlußmitteln oder Reagentien zu vermeiden ist, weil sonst die Frontlinse der Objektive leicht beschmutzt, und so das Bild trübe und undeutlich werden würde), und daß das Wasser den Raum unter dem Deckglase gerade ausfüllt. Ueberschüssiges Wasser entfernt man eventuell mit einem Stückchen Fließpapier (ungefähr 3×2 cm groß), welches man seitlich an das Wasser ansetzt, so daß der Ueberschuß abgesaugt wird. Wir legen nun den Objektträger so auf den Objektisch, daß seine kurzen Seitenkanten mit den Seitenkanten des Objektisches parallel liegen, so daß also der Objektträger quer vor uns liegt, und so, daß das Objekt genau die Blendenöffnung halbiert.

Hierauf schieben wir den Tubus, indem wir diesen dabei etwas in die Hülse drehen, und indem wir den Kopf zur Objektischhöhe neigen und von der Seite genau die Entfernung zwischen Frontlinse des Objektivs und Deckglases beobachten, so lange abwärts, bis Deckglas und Frontlinse bis etwa auf ungefähr 0,5 mm genähert sind. Dann sehen wir in das Instrument und heben langsam den Tubus, bis das Bild des Stabes erscheint (für Objektiv II von SEIBERT hat man ungefähr 1 cm zu heben, für stärkere Objektive weniger), worauf wir den Objektträger so lange ganz wenig verschieben, bis das Bild des Rohres die Mitte des Sehfeldes einnimmt. Da das Bild

1) ZEISS korrigiert für Deckgläser zwischen 0,15—0,2 mm Dicke, LEITZ für solche von 0,17 mm; kleinere Dickendifferenzen schädigen nur bei stärkeren Objektiven das Bild.

des Objektes im Mikroskop ein umgekehrtes ist, so sieht man das Bild sich nach rechts bewegen, wenn man den Objektträger nach links verschiebt. So ist die grobe Einstellung vollendet, welche nur durch Verschiebung des Tubus, niemals mittels der Mikrometerschraube ausgeführt wird. Sitzt der Tubus des Mikroskopes zu fest, was nach längerem Arbeiten mit dem Instrumente eintreten kann, so giebt man ein paar Tropfen Benzol auf ein Tuch und reibt den Tubus damit gut ab. Dasselbe führt man auch mit der inneren Fläche der Hülse aus.

Die feine Einstellung wird mittels der Mikrometerschraube bewirkt, deren Eigenschaften wir erst kennen lernen wollen.

Wir drehen den Knopf der Schraube und sehen, wie sich der Tubus dabei sehr langsam auf oder nieder bewegt. Wir drehen jetzt den Knopf in der Richtung des Uhrzeigers (von links über vorn nach rechts) und beobachten, ob sich dabei der Tubus hebt oder senkt. Wir schrauben weiter die Mikrometerschraube so weit langsam und vorsichtig zu, bis sie dem sehr vorsichtigen Drehen schwachen Widerstand leistet, dann wieder auf, bis sich der Tubus nicht mehr bewegt und beobachten dabei, daß die Mikrometerschraube nur kurz ist (meist 0,5 cm) und deshalb nur innerhalb enger Grenzen ein Heben und Senken des Tubus gestattet. Man muß deshalb darauf achten, daß beim Arbeiten mit dem Instrumente die Mikrometerschraube stets etwa zur Hälfte ausgeschraubt ist, also nach oben und unten gleich weit zu gebrauchen ist. Wenn bei späterem Arbeiten die Mikrometerschraube zu wirken aufhört, so darf man nicht energisch schrauben, weil sonst die Mikrometerschraube unter Umständen zerstört wird, man muß vielmehr die Mikrometerschraube wieder so stellen, daß sie zur Hälfte ausgeschraubt ist.

Wir stellen nun das Objekt wieder mit der groben Einstellung ein, schrauben unsere Mikrometerschraube zur Hälfte aus und bewirken die feinere Einstellung des Objektes mittelst der Mikrometerschraube.

Beim Mikroskopieren öffnet man stets beide Augen und sieht am besten mit dem linken Auge in das Okular. Wenn anfangs das Bild der Umgebung mit dem rechten Auge noch percipiert wird, hält man das rechte Auge leicht mit der Hand zu, schließt es jedoch nicht.

3. Untersuchung des Bildes der mit Fuchsinlösung gefüllten, in Wasser liegenden Glasröhre.

Wir schrauben das stärkere Objektiv an und stellen mit demselben das Glasrohr so ein, daß wir in der Mitte des Rohres die gefärbte Flüssigkeit als einen scharf begrenzten roten Streifen sehen, neben dem rechts und links je ein farbloser Streifen liegt (die Wand des Glasrohres), der ein wenig heller erscheint als das Gesichtsfeld, also das helle, runde Feld, welches das Objekt umgiebt und von diesem durch je einen etwas dunkleren Randschatten getrennt ist. Wir haben jetzt auf die Mitte des Rohres eingestellt. Wir heben dann den Tubus durch die Mikrometerschraube, bis der rote Streifen gerade verschwunden ist, und sehen nun bei dieser „höheren Einstellung“ einen von roten Schatten begrenzten, fast homo-

genen Streifen. Wir haben so das Objektiv um die halbe Dicke des Glasrohres gehoben.

Wir senken weiter, mit Hilfe der Mikrometerschraube, das Objektiv (stellen tiefer ein), gleichzeitig beobachtend, und sehen dabei einen nicht scharf begrenzten, zuerst äußerst schmalen roten Streifen auftreten, welcher um so breiter wird, je mehr wir den Tubus senken, bis er wieder die Breite und scharfe Begrenzung zeigt, welche der Einstellung auf die Mitte des Glasrohres entspricht. Wir senken das Objektiv noch tiefer hinab und sehen, wie das scharfe Bild unschärfer wird, zugleich der rote Streifen schmaler und schmaler, zuletzt alles unscharf wird.

Man versteht diese Erscheinungen, wenn man weiß, daß die Tiefe des Gesichtsfeldes, welche für das unbewaffnete Auge unendlich ist, für das mit dem Mikroskope bewaffnete Auge sehr gering ist, um so geringer, je stärker die Vergrößerung des Objektives ist. Für starke Vergrößerung sinkt die Tiefe des Sehfeldes bis auf einige μ (Mikromillimeter = Tausendstelmillimeter). Man sieht also mit bloßen Augen hintereinander liegende Gegenstände, z. B. das Fenster und die dahinter liegenden Bäume und Häuser, alle gleichzeitig deutlich und scharf, während man mit dem Mikroskope bei stärkerer Vergrößerung schon von 3 Gegenständen, die je 3 μ voneinander entfernt, hintereinander so liegen, daß keiner den anderen verdeckt, doch nur einen scharf, vielleicht den zweiten noch unscharf, den dritten gar nicht mehr sieht.

Deshalb sieht man bei hoher Einstellung auf die Oberfläche des Röhrchens diese scharf und scharf nur noch ein klein wenig tiefer in die Masse des Glases hinein; man sieht aber unscharf und verschwommen noch die Umrisse der darunter liegenden Partien des Röhrchens. Stellt man etwas tiefer ein, so sieht man bald einen scharfen, optischen Tangentialschnitt des mit Fuchsinlösung gefüllten Hohlraumes und einen durch das Dahinterliegende am Rande unscharfen Tangentialschnitt durch die Rohrwandung. Stellt man auf die Mitte des Glasrohres ein, so erhält man einen scharfen optischen Längsschnitt durch Füllung und Wand. Bei noch tieferer Einstellung hindert die relativ breite obere Partie des Objektes bald das scharfe Sehen des optischen Schnittes des unteren Teiles. Im allgemeinen beachte man daher, daß über dem scharf eingestellten Teile des Objektes liegende Teile der Beobachtung viel hinderlicher sind als die, welche unter der scharf eingestellten Schicht des Objektes liegen, und daß man deshalb bei dickeren, durchsichtigen Objekten nur die oberflächlicher gelegenen Partien scharf sehen kann.

Die geringe Tiefe des Sehfeldes bewirkt also, daß wir auf einmal immer nur eine dünne Schicht, gleichsam eine dünne Querscheibe eines durchsichtigen Objektes (nur durchsichtige Objekte kann man bei durchfallendem Lichte untersuchen) sehen. Durch Verbindung der Bilder der successiven, bei verschiedener Einstellung zu beobachtenden optischen Schnitte kann man jedoch eine Vorstellung der körperlichen Beschaffenheit auch relativ dicker Objekte erhalten. Auch durch Kombination aller Längsschnittbilder des Glasstäbchens, die wir bei langsamem Senken des Tubus von der höchsten bis zur tiefsten Einstellung erhalten, können wir erkennen, daß wir es hier mit einer mit einer farbigen Masse gefüllten, farblosen Röhre zu thun haben.

Damit wir zur genauen Beobachtung der besprochenen Verhältnisse nochmals gezwungen werden, zeichnen wir das Bild des Glasrohres bei der Einstellung, bei welcher wir eben die Oberfläche der eingeschlossenen Flüssigkeit sehen und das Bild, welches das Glasrohr bei mittlerer Einstellung zeigt, ohne vorerst auf das Sehfeld selbst Rücksicht zu nehmen.

4. Massiver Glasfaden, in Wasser und ferner in Monobromnaphtalin liegend.

Die zu dieser Uebung nötigen Glasfädchen stellt man durch Ausziehen dünner, blasenfreier Glasstäbe zu haarfeinen Fäden, über der Lampe, her.

Wir wollen an der Betrachtung eines in Wasser liegenden Glasfädchens kennen lernen, wie sich stärker lichtbrechende Körper, welche in einem schwächer lichtbrechenden Medium liegen, beim Heben und Senken des Tubus verhalten, und wie das Bild der Objekte durch auftretende Interferenzlinien Kennzeichen erhält, die es von dem Bilde, welches wir ohne Instrument und im auffallenden Lichte wahrnehmen würden, weit abweichend machen.

Wir beobachten den im Wasser (immer unter Deckglas!) liegenden, wie die früher beobachtete Röhre orientierten Stab mit dem stärkeren Objektiv und stellen dabei zuerst möglichst tief ein. Er erscheint dann als ein relativ dunkler Strich auf relativ hellem Grunde (Fig. 3 *b*). Wir heben den Tubus langsam und sehen den Faden nach und nach heller werden als das Sehfeld (Fig. 3 *a*).

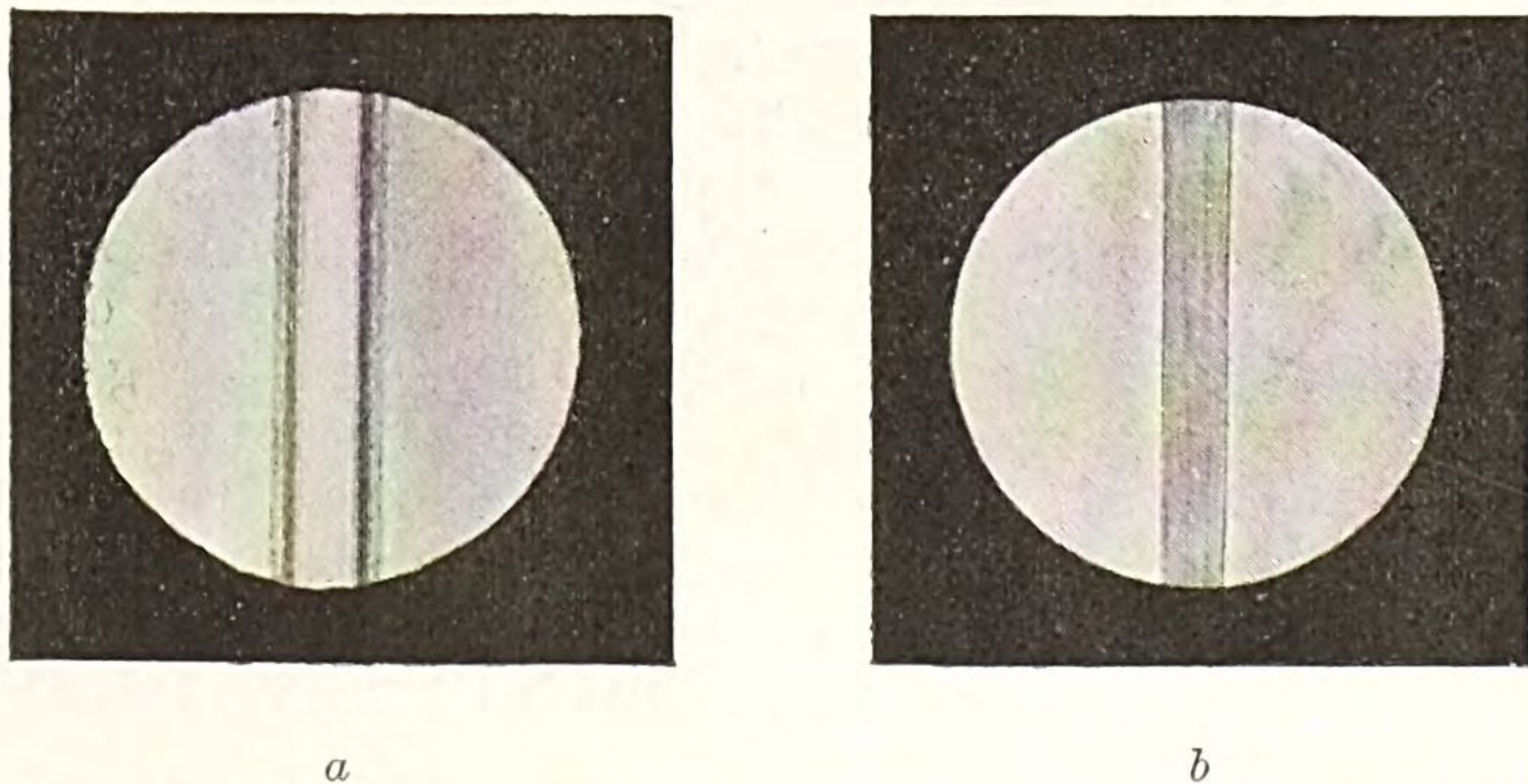


Fig. 3. Massiver Glasstab, in Wasser liegend, *a* bei hoher, *b* bei tiefer Einstellung.

Im allgemeinen verhalten sich alle stärker lichtbrechenden Körper, welche in schwächer lichtbrechenden Medien liegen, wie der in Wasser liegende sehr dünne Glasstab. Umgekehrt verhalten sich schwächer lichtbrechende Körper, welche in stärker lichtbrechenden Medien liegen; man sieht sie beim Senken des Tubus heller, beim Heben dunkler werden als das Sehfeld.

Dem Prinzip nach verhalten sich auch Vertiefungen in oder Erhöhungen auf einem stärker lichtbrechenden Objekte, welches in einem

schwächer lichtbrechenden Medium liegt, dem Vorhergehenden entsprechend, so daß man dafür folgende Regel ableiten kann: Zeigt ein Objekt seinen lebhaftesten Glanz beim Erheben des Tubus, so hat man den Tubus auf den Gipfel einer Erhabenheit „hinaufgeschoben“; findet sich der Glanz beim Senken des Tubus, so hat man den Tubus in eine Vertiefung „hinabgesenkt“.

Am Rande des in Wasser liegenden Stabes sehen wir dunkle und hellere Linien, Interferenzstreifen, auftreten, auf deren Beschaffenheit wir jetzt genau achten. Wie diese Interferenzstreifen unter Umständen zu Täuschungen führen können, beobachten wir an dem bei tiefer Einstellung entstehenden Bilde des Glasstabes. Dieses ist rechts und links von je einem hellen Streifen begrenzt, der wie eine zarte, helle Schicht erscheint (man sieht bei genauer Betrachtung des Bildes eines in Wasser liegenden Stärkekornes diesen Streifen bei tiefer Einstellung ebenfalls; er erscheint dann wie eine zarte Hülle des Kornes!).

Wir legen nun einen Glasfaden in Monobromnaphtalin und wiederholen die Untersuchung desselben. Da Glas schwächer lichtbrechend wirkt als Monobromnaphtalin, so sehen wir, daß alle an dem in Wasser liegenden Glasstabe beobachteten Erscheinungen im umgekehrten Sinne auftreten. Wir lernen daraus zugleich, daß das Bild der Objekte wesentlich beeinflusst werden kann durch die angewandten Einschlußmittel. Legt man z. B. Schnitte durch Pflanzengewebe, welches Cellulosemembranen besitzt, deren Brechungsindex 1,5 ist, in ein Gemisch von ungefähr 1 Vol. Natriumsalicylat und 2 Vol. Nelkenöl mit dem Brechungsindex $n_D = 1,5$, so schwindet das Bild der Membranen. Man beachte deshalb die folgenden Brechungsindices der Einschlußmittel:

absoluter Methylalkohol	$n_D = 1,323$
Wasser	„ $= 1,336$
absoluter Aethylalkohol	„ $= 1,362$
Amylalkohol	„ $= 1,403$
wasserfreies Glycerin	„ $= 1,471$
Canadabalsam	„ $= 1,535$
Monobromnaphtalin	„ $= 1,658$
Realgar in Bromarsen	„ $= 2,4$

Wir zeichnen, ohne zuerst Fig. 3 zu studieren, die Bilder des in Monobromnaphtalin liegenden Stabes bei hoher und tiefer Einstellung, unter Berücksichtigung der Schattierung des Gesichtsfeldes und der Interferenzstreifen des Bildes.

5. Luftblasen und Nelkenöltropfen im Gummischleime.

Wir bereiten uns ein Gemisch aus einer Lösung von 2 g reinem arabischen Gummi in 10 ccm Wasser und 1 Tropfen Nelkenöl, welches wir kräftig durchschütteln, so daß möglichst viele Luftbläschen in dem Gemische entstehen.

Von diesem Gemische bringen wir ein Tröpfchen unter ein Deckglas, nachdem wir vorher das Glasstäbchen in den Tropfen gelegt haben, um ein Zerquetschen von Luftblasen und Tropfen zu verhindern.

Wir suchen, unter Berücksichtigung des vorher Gesagten und der Thatsache, daß Nelkenöl stärker, Luft schwächer lichtbrechend wirkt als Gummischleim, erst eine Luftblase, dann einen Oeltropfen einzustellen. Man beachte dann, daß bei ungefähr mittlerer Einstellung des Oeltropfens um den Rand desselben geradezu eine Membran aufzutreten scheint, die nur eine Interferenzerscheinung ist.

Wir bringen ferner einen kleinen Tropfen dickeren, reinen Gummischleims auf den Objektträger und schlagen denselben mit der Präpariernadel, bis zahlreiche Luftblasen in demselben eingeschlossen sind, legen ein Glasfädchen dazu, decken das Deckgläschen auf und stellen mit dem stärkeren Objektiv eine Luftblase ein. Während wir das Bild beobachten, blenden wir mit der Hand das Oberlicht von dem Objektische ab, ohne dem Spiegel das Licht zu nehmen, und beobachten wieder. Wir sehen dann, daß helle Reflexe aus dem Bilde verschwinden, und lernen so, daß von oben auf das Objekt fallendes Licht unter Umständen auch die Bilder durchsichtiger Objekte beeinflussen kann.

Wir benutzen nun statt des Hohlspiegels, den wir gewöhnlich anwenden, einmal den Planspiegel und beobachten eine Luftblase. Wir stellen so tief auf dieselbe ein, daß ein kleines Bild des Himmels, der Wolken oder anderer Gegenstände, welches der Spiegel entwirft, im Centrum der Luftblase erscheint, dann sehen wir zugleich zahlreiche konzentrische, farbige Streifen im Bilde der Blase auftreten, welche durch Interferenz entstehen.

Wenn wir die mittlere Einstellung der Luftblase herstellen, so erscheint eine mehr oder weniger breite Ringzone des Randes der Luftblase schwarz, da die Lichtstrahlen, welche durch die Luftblase hindurchtreten, bis auf die dem Centrum näher liegenden, so stark abgelenkt werden, daß sie nicht mehr in das Objektiv eintreten. Der schwarze Rand der Luftblase ist von sehr zarten, hellen, konzentrischen Linien durchzogen, welche von den an den Wänden der Luftblase noch reflektierten Strahlen herrühren. Blenden wir mit der Hand das Oberlicht ab, so sehen wir außerhalb des Randes der Luftblase noch einige zarte Interferenzstreifen.

Wir haben uns nun wohl so weit mit dem Bilde der Luftblase vertraut gemacht, daß wir sie wieder erkennen können, wenn uns eine solche zufällig in späteren Präparaten begegnen sollte. Zugleich wird klar geworden sein, daß die Bilder sehr einfacher Objekte oft sehr kompliziert erscheinen können, daß ihr Aussehen sehr wesentlich von der Einstellung abhängig ist, und daß die Deutung des mikroskopischen Bildes durchaus nicht so einfach ist, wie es dem Anfänger vielleicht von vornherein scheinen mag.

6. Das Zeichnen.

Ehe wir zur Untersuchung des nächsten Objektes übergehen, will ich darauf aufmerksam machen, daß es kaum gelingt, eine genügende Fertigkeit in der Benutzung des Mikroskopes und in der Deutung der mikroskopischen Bilder zu erlangen, wenn man nicht die Bilder der zur Beobachtung kommenden Objekte sorgfältigst zeichnet. Das Zeichnen zwingt zur genauen Beobachtung aller Details und zur Kombination der zahlreichen

Einzelbeobachtungen zu einem Ganzen. Ferner ermöglicht eine Zeichnung eventuell dem Lehrer am besten, zu erkennen, ob das Bild richtig verstanden worden; denn nur das, was man sicher und richtig auffaßt, kann man richtig darstellen. Es kommt dabei durchaus nicht darauf an, daß man anfangs künstlerisch schön zeichnet, man bemühe sich nur, das Gesehene scharf wiederzugeben.

Als Zeichenpapier dienen uns quadratische Kartonstücke von etwa 14 cm Seitenlänge. Wir zeichnen hauptsächlich mit mittelharten Bleistiften (JOHANN FABER 4 oder A. W. FABER 4) und korrigieren mit schwarzem Gummi oder Knetgummi. Als Beispiel für die Methode der Linienführung dienen die in diesem Buche enthaltenen Abbildungen. Es wird von allem Zufälligen im Bilde abgesehen und nur das prinzipiell Wichtige gezeichnet. Wenn die Zeichnung fertig ist, schreiben wir die Erklärung aller ihrer Teile auf den Karton, an die Zeichnung.

7. Das Pollenkorn von *Malva silvestris* L.

Wir benutzen als Material lebende Blüten oder die in der Apotheke käuflichen trockenen Blüten (*Flores Malvae silvestris* der Apotheken). Wir schlagen von trockenen oder frischen Blüten die Kronenblätter zurück, so daß die Staubblattröhre frei wird, und tauchen dieselbe mit dem Griffel in einen kleinen Tropfen Wasser ein, welcher auf einen Objektträger gesetzt worden ist. Wir verfahren mit einer neuen Blüte in gleicher Weise, nur benutzen wir statt des Wassers Chloralhydrat. Das Reagens „Chloralhydrat“ stellt man durch Lösen von 5 g Chloralhydrat in 2 g Wasser her. Wir decken, was stets geschehen muß, wenn im Texte dieses Leitfadens es nicht ausdrücklich anders bestimmt ist, ein Deckglas auf die Tropfen mit den Pollenkörnern und beobachten zuerst das mit Wasser hergestellte Präparat.

Wir suchen die Pollenkörner im Präparate mit Objektiv II auf und beobachten sie dann mit Objektiv V. Wir sehen eine gelbliche, trübe Kugel vor uns, auf deren Oberfläche „Kreise“ und unklare Punkte (die Stacheln von oben) zu sehen sind, aus deren Peripherie Stacheln hervortreten. Der trübe Inhalt der Kugel wird von den Protoplasten des Pollenkornes gebildet. Wir prüfen, ob die „Kreise“ Vertiefungen oder Erhöhungen sind.

Hierauf beobachten wir die im Chloralhydrat liegenden Objekte. Das Bild erscheint relativ klar. Die „Aufhellung“ des Bildes rührt daher, daß das Chloralhydrat verschiedene Stoffe des Protoplasten löst oder verquillt, und daß es zugleich ein relativ starkes Lichtbrechungsvermögen besitzt. Bei hoher Einstellung treten jetzt die Stacheln auch auf der Fläche der Kugel deutlich hervor, dagegen werden die Kreise schwieriger sichtbar. Zwischen Kreisen und Stacheln ist bei hoher Einstellung eine feine Punktierung zu erkennen. Benutzen wir mittlere Einstellung, so sehen wir, daß die Peripherie der Kugel aus einer mit Stacheln besetzten zweischichtigen Membran besteht, der Pollenhaut. Wir suchen festzustellen, wie viel Stacheln an der Peripherie in einer Kreislinie stehen, indem wir die Stacheln zählen, welche in einer Halbkreislinie liegen, die sich von einem peripheren Punkte der horizontal liegenden, das Centrum treffenden,

optischen Querschnittsfläche durch den oberen Pol zieht. Wir müssen also dazu den Tubus zuerst langsam heben und dann wieder zur mittleren Einstellung hinabsenken, zugleich die Stacheln zählend. Multiplizieren wir die gefundene Zahl mit 2, so haben wir die Zahl der in der Peripherie stehenden Stacheln.

Die äußere Schicht der Membran, mit welcher die Stacheln verbunden sind, ist fein gestrichelt von den Stäbchen, die uns als Punkte erschienen und gleichsam Säulen sind, auf denen die periphere Kontur des Pollenkornes ruht. Die innere Schicht erscheint stark lichtbrechend. Beide Schichten zusammen bilden die „Exine“. Die cellulosereiche „Intine“ ist sehr zart und in unseren Präparaten nicht zu sehen. Bei genauem Zusehen können wir jedoch noch, mehr oder weniger klar, Kanäle erkennen, welche die innere Schicht der Exine durchsetzen, die Längsschnitte der „Austrittsstellen“, welche wir früher als Kreise auf der Oberfläche beobachteten.

In Fig. 4 ist ein Pollenkorn schematisch dargestellt. Das Bild der hohen und mittleren Einstellung wurde zur Herstellung desselben kombiniert. Der optische Durchschnitt durch die Exine ist so scharf nicht an ganzen Pollenkörnern zu sehen; die Zeichnung des optischen Schnittes der Wand ist nach Schnitten durch die Pollenkörner hergestellt, wie man sie in folgender Weise erhalten könnte. Man mischt die in Alkohol gehärteten Pollenkörner mit einem Gemische von dickem Gummischleim und einer kleinen Menge von Glycerin; einen Tropfen der Pasta bringt man auf ein Holundermarkstückchen und läßt den Tropfen so lange eintrocknen, bis man sehr feine Schnitt-

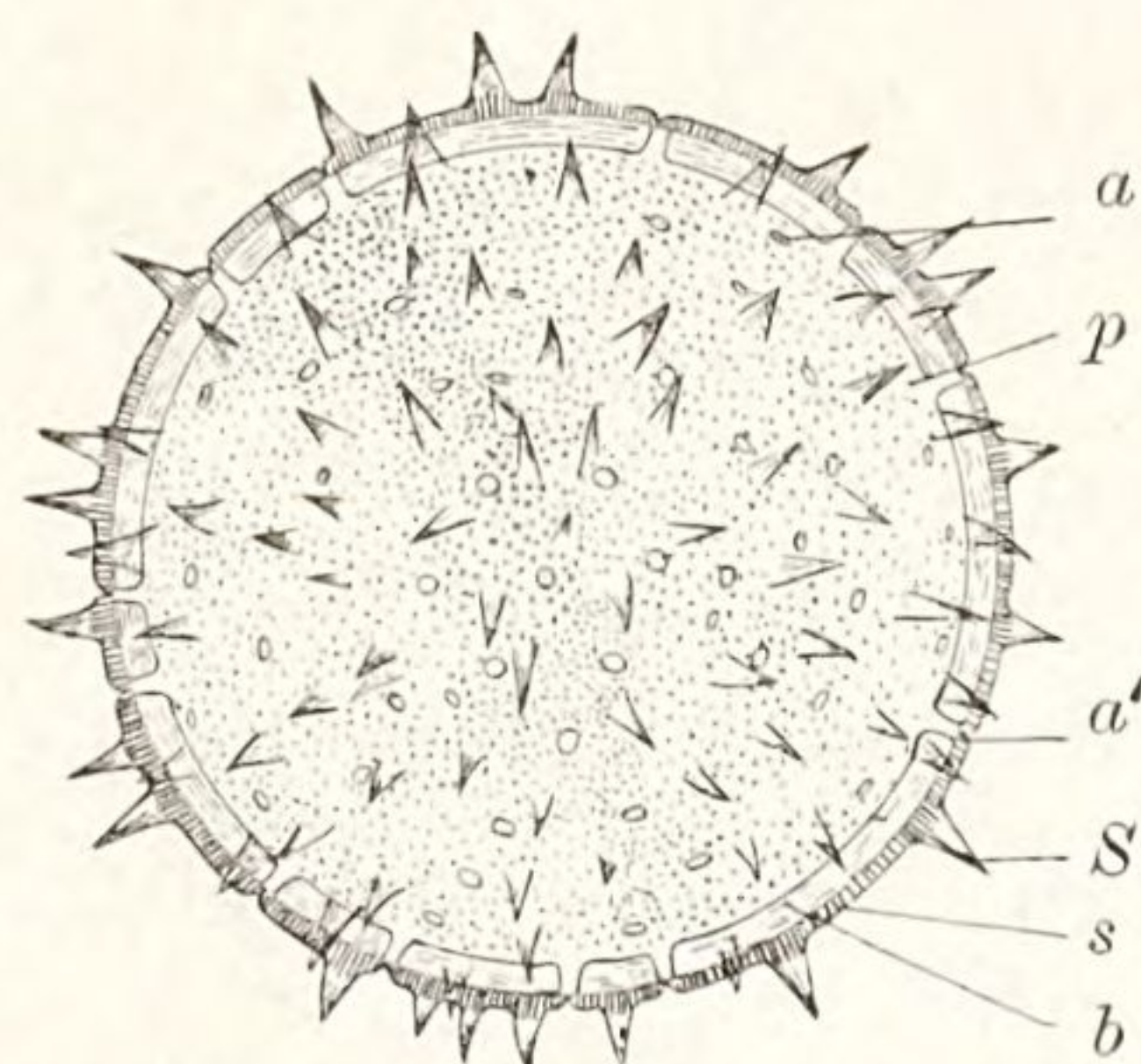


Fig. 4. Pollenkorn von *Malva silvestris*. S Stacheln der Exine, s Stäbchenschicht der Exine, b Innenschicht der Exine, a Austrittsstelle der Pollenschläuche, a' Austrittsstelle im Längsschnitte, p Stäbchen von oben.

chen von dem Tropfen herstellen kann. Die Schnitte legt man dann in Wasser. Noch schönere Schnitte ließen sich bei Paraffineinbettung und Schneiden mit dem Mikrotom erhalten. Zu beachten ist nochmals, daß in der Abbildung die Intine, welche als zarte Schicht unter der Exine liegt und unter den Austrittsstellen eine Anschwellung zeigt, nicht abgebildet ist, da von ihr bei Betrachtung des ganzen Pollenkornes nichts zu bemerken ist.

Nicht selten findet man Pollenkörner, aus deren Austrittsstellen Schläuche hervorgewachsen sind.

Um uns zu überzeugen, daß das Pollenkorn nicht nur aus einer Membran besteht, sondern einen Inhalt besitzt, bringen wir ein wenig der trockenen

Pollenkörner in Chloraljod. Nach einiger Zeit sehen wir den protoplasmatischen Inhalt des Pollenkornes sich bräunlich färben, wohl auch bläuliche Körnchen (Stärkekörnchen) im Inhalte deutlich werden.

Allgemeines über das Pollenkorn.

Die Pollenkörner der Angiospermen entstehen in den Staubblättern, innerhalb der mit den Mikrosporangien der Pteridophyten homologen Pollensäcke, wie wir später kennen lernen werden. Das Pollenkorn ist

ein den Mikrosporen der Pteridophyten homologes Gebilde. Wie alle anderen Sporen, ist das Pollenkorn anfangs (in den noch jungen Blüten) eine Zelle, die hier auch nur einen Kern hat. Der Protoplast dieser Zelle ist von einer Membran umgeben, welche, wie andere Sporenmembranen, häufig mit Warzen, Stacheln etc. und mit verdünnten Austrittsstellen für die Pollenschläuche versehen ist. In den reifen Pollenkörnern hat meist schon die Teilung des ursprünglich einkernigen Protoplasten in zwei einkernige Protoplasten stattgefunden, von denen der eine als ein rudimentäres Prothallium, der andere als eine Antheridiumanlage aufzufassen ist.

Zur näheren Orientierung über den protoplasmatischen Inhalt des Pollenkornes kann man die Pollenkörner von *Amaryllis*, *Leucoium vernum* oder *Fritillaria imperialis* benutzen. Legt man die Pollenkörner der reifen Antheren von *Fritillaria imperialis* in Methylgrünessigsäure (1-proz. Essigsäure, welche mit Methylgrün hellgrün gefärbt worden ist), welche zugleich fixiert und färbt, so treten in dem körnigen Protoplasma ein spindelförmiges, von Körnchen umgebenes Gebilde, eine membranlose Zelle (die generative Zelle, aus welcher die Geschlechtszellen hervorgehen) und ein unregelmäßig umgrenztes Klümpchen, welches neben dieser Zelle liegt, der Zellkern der vegetativen Zelle, hervor. Wenn man die Pollenkörner zerquetscht, manchmal auch direkt, sieht man den vegetativen und generativen Zellkern sich grün färben. Bringt man die Pollenkörner in frisch bereitetes Chloralkarmin, so werden sie durchsichtig, und die Zellkerne färben sich schwach rot.

Chloralkarmin: 1,5 g Karmin werden mit 20 g Wasser und 60 Tropfen Salzsäure 30 Minuten im Wasserbade erhitzt, dann werden 50 g Choralhydrat darin gelöst. Die Masse wird filtriert, und werden 25 ccm Alkohol hinzugeben. Wirkt nur gut färbend, wenn er frisch bereitet ist.

8. Die Sporen von *Lycopodium clavatum* L.

Als Material benutzen wir das *Lycopodium* oder Hexenmehl der Apotheken oder selbst gesammeltes Sporenmaterial. *Lycopodium clavatum* gehört zu den Lycopodinae und zwar zu der homosporen Abteilung derselben, zu den Lycopodiaceae (siehe STRASBURGER, Botanik, S. 364). Die Sporangien dieser Pflanze stehen am Grunde der breit-schuppenförmigen Sporophylle und enthalten die jetzt in Rede stehenden Sporen, welche in Tetraden entstehen und oft lange zu Tetraden verbunden bleiben; daraus ist ihre eigenartige Gestalt verständlich. Aus den Sporen gehen monöcische Prothallien hervor. Diese Sporen sind also einkernige Zellen mit dicker Membran, welche ganz ähnlich wie die der Pollenkörner gebaut ist.

Wir benutzen die Sporen als Objekte, um uns daran in der Erkennung der Form und der Oberflächenstruktur solcher kleinen Gebilde zu üben.

Wir stellen aus einer Spur des Pulvers und Choralhydrat ein Präparat her. Wir haben dann im Präparate eine ganze Reihe gleicher Objekte vor uns, die verschiedene Lage annehmen. Wir zeichnen mehrere der Sporen von recht verschiedener Lage und suchen aus den verschiedenen Bildern die Körperform der Spore abzuleiten und die Spore körperlich darzustellen. Der Durchmesser der Zeichnung betrage 4--5 cm.

Hierauf untersuchen wir mit Objektiv V die Struktur der Oberfläche der Sporenmembran genau. Wir sehen zu, ob die Zeichnung von Rinnen oder Leisten herrührt, und in welcher Weise diese gestellt sind, und tragen in unsere Umrißzeichnung die erkannte Oberflächenstruktur der Spore ein.

Wir legen ferner einige Sporen in ein Tröpfchen konzentriertes Glycerin. Glycerin hellt auf, löst aber das fette Oel, welches im Protoplasten der Spore liegt, nicht, und das als Reservestoff dienende Oel erscheint deshalb in Form kleiner, farbloser Tröpfchen innerhalb der Spore.

Wir legen zuletzt die Sporen in konzentrierte Schwefelsäure, decken schnell das Deckglas auf und beobachten. Wir sehen die Sporen aufquellen und sehr durchsichtig und klar werden, so daß die Struktur der Membran schön hervortritt. Bald platzen einzelne Sporen, und dann treten die zu größeren Tropfen zusammengeflossenen Tröpfchen des fetten Oeles aus ihrem Innern aus.

9. Die Zellen von Spirogyra.

Die Gattung Spirogyra gehört zu der Familie der Zygnemaceen und der Ordnung der Conjugaten. Man findet die Spirogyra-Arten in kalkarmen Wassertümpeln und kann diese Algen leicht in Glasschalen mit 0,25-proz. KNOP'scher Nährlösung kultivieren, welche man in einen Blumentopf in feucht zu haltenden Sand bis fast an den Rand einsetzt und mit einer flachen Glasschale bedeckt. Man läßt die Schalen, im hellen Lichte, am Nordfenster stehen. Von Zeit zu Zeit setzt man einige Tropfen $\frac{1}{2}$ -proz. KNOP'scher Nährlösung (1 g Kaliumnitrat, 1 g Magnesiumsulfat, 1 g Kaliumphosphat in 1000 g Wasser lösen, dazu 4 g Calciumnitrat, in 400 g Wasser gelöst, und 1 Tropfen Eisenchloridlösung zusetzen) zu. Will man die Zellen stärkefrei haben, so stellt man die Kultur einige Zeit in die Mitte des Zimmers.

Geeignet sind besonders relativ große Spirogyra-Species mit central liegenden Zellkernen.

Die Betrachtung eines Zellfadens von Spirogyra soll uns Gelegenheit geben, den Bau einer lebenden Zelle kennen zu lernen und uns in der Auffassung komplizierter körperlicher Objekte zu üben.

Wir betrachten eine ganz kleine Menge des in Wasser liegenden Materials, welche den Raum unter dem Deckglase kaum anfüllt, mit Objektiv II. Wir sehen dann, daß das Material, welches, wenn man es aus dem Freien entnommen hat, meist verschiedene Species enthält, aus Fäden besteht, die durch Querwände in Zellen gegliedert sind, und erkennen die Spirogyra an der schrägen, grünen Streifung oder Zickzackstreifung der Zellen. Wir stellen auf einen möglichst dicken Zellfaden ein und beobachten ihn dann mit Objektiv V weiter.

Wir suchen zuerst zu konstatieren, welche Querschnittform der Faden hat, indem wir ihn bei verschiedener Einstellung betrachten. Dann zeichnen wir die Umrisse der Zellwände zweier aneinander stoßender Zellen, d. h. einen optischen Längsschnitt durch die Zellwände zweier Zellen des Zellfadens.

Es fallen uns dabei die grünen, bandförmigen Chromatophoren in die Augen, welche entweder einzeln oder zu mehreren in jeder Zelle liegen. Wir bestimmen die Zahl der Bänder, welche die uns vorliegende Species besitzt, untersuchen die Umrißform des

Bandes genau und zeichnen die Umrisse der Bänder in die Zeichnung der Membran ein.

Den feineren Bau des Chromatophors erkennen wir, wenn wir eine nicht zu stärkereiche Zelle bei hoher Einstellung betrachten. Wir sehen, daß das einzelne Chromatophor ein am Rande relativ dünnes, dort mehr oder weniger gezacktes oder gelapptes Band ist, welches nicht selten etwas rinnig gebogen erscheint und seine konkave Seite dann der Zellwand zukehrt. In der Mittellinie des Bandes sehen wir mehr oder weniger große, rundliche, stark lichtbrechende Massen liegen, die Stärkeherde. Dieselben bestehen aus einer schwächer lichtbrechenden, centralen Masse, dem Pyrenoid (einem Proteinstoffkrystalle), und aus mehr oder weniger zahlreichen, rings um das Pyrenoid dicht herumgelagerten, stärker lichtbrechenden Stärkekörnchen.

Wir zeichnen die Stärkeherde in die Abbildung der Chromatophoren hinein.

Wir setzen nun dem Präparate seitlich etwas Jodjodkaliumlösung zu und saugen von der entgegengesetzten Seite das überschüssige Wasser durch Anhalten eines Stückchen Fließpapiere ab. So färben sich die Stärkeherde fast schwarz, und wir beobachten nun leicht den Zellkern, welcher entweder an Cytoplasmafäden in der Mitte der Zelle aufgehängt ist oder der Seitenwand der Zelle anliegt, bräunlich gefärbt erscheint und ein deutliches Kernkörperchen zeigt. Wir zeichnen den Zellkern in unser Bild ein.

Nachdem wir vorher das Jodjodkalium mittels Fließpapier abgesaugt haben, setzen wir seitlich Chloraljod zum Präparate. Das Präparat hellt sich jetzt auf, und wir sehen die Stärkekörnchen der Stärkeherde, verquollen und durch das Jod blau gefärbt, deutlich hervortreten.

Jodjodkaliumlösung: Jod 2 g, Jodkalium 1 g, Wasser 200 g.

Chloraljod: Chloralhydratlösung (5 + 2 Wasser) wird über pulverisiertem Jod stehen gelassen.

Damit wir uns überzeugen, daß die Chromatophoren in einem sackförmigen, eine Centralvakuole umschließenden Cytoplasmabelege der Zellwand liegen, stellen wir uns mit Wasser ein frisches Präparat her und setzen dann seitlich einen Tropfen einer Mischung von 5 Tropfen Wasser und 5 Tropfen Glycerin zu. Wir beobachten die in der Mitte des Objektes liegenden Zellfäden und sehen, wie langsam Plasmolyse eintritt, d. h. wie sich der Cytoplasmaschlauch samt den ihm eingelagerten Chloroplasten von der Zellmembran abhebt. Entfernt man das Glycerin durch Absaugen und setzt man mehrmals frisches Wasser zu, so kann sich der Plasmaschlauch wieder ausdehnen und sich wieder der Membran anlegen. Die Plasmolyse kann aufgehoben werden.

Wir deuten in unserer Zeichnung das Vorhandensein des Cytoplasmabeleges und der Centralvakuole an. Wir versehen alle wichtigen Teile unseres Bildes mit den betreffenden Namen.

10. Allgemeines über die Pflanzenzelle.

Die Zelle von Spirogyra ist ein gutes Beispiel für eine normale Zelle der Pflanzen. Im wesentlichen sind die meisten Zellen, welche den

Körper der höheren Pflanzen zusammensetzen, so gebaut, wie die von Spirogyra. Eine solche normale, einkernige **Zelle** der höheren Pflanze besteht im vollkommensten Falle aus folgenden Teilen:

- I. Dem **Protoplast** (Name von HANSTEIN; aber auch Protoplasma-körper, das Protoplasma ¹⁾ — MOHL, Bot. Zeitung, 1846, S. 73 —, das Plasma genannt; die Zellsubstanz der tierischen Histologie), welcher aus nachstehenden
 - a) protoplasmatischen Organen zusammengesetzt sein kann, die sich nur durch Teilung fortzupflanzen vermögen:
 - α) dem Cytoplasma (Zellplasma),
 - β) dem Zellkerne (Nucleus),
 - γ) dem oder den Chromatophoren (auch Trophoplasten — MEYER ²⁾ —, welche entweder Autoplasten — MEYER —, z. B. Chloroplasten, oder Leukoplasten oder Chromoplasten sein können),
 - δ) den zwei Centrosomen,eventuell auch
 - b) alloplasmatische Organe (z. B. Cilien) besitzen kann, welche durch Umgestaltung normalen Plasmas entstanden und nur eine bestimmte Leistung ausführen, und
- II. den **ergastischen Gebilden**, morphologischen Bestandteilen der Zelle, welche von dem Protoplasten erarbeitet werden und neu entstehen können, welche sein können entweder
 - α) Einschlüsse des Protoplasten, wie Vakuolen, Stärkekörner, Oxalatkristalle, Oeltropfen, oder
 - β) Ausscheidungen des Protoplasten, wie z. B. die Zellmembranen oder die Zellwände (auch die Interzellularsubstanz der tierischen Histologie).

Der Protoplast, welcher in der Zellmembran liegt, ist der reizbare, lebende Teil der Zelle. Das relativ zähflüssige Cytoplasma der Protoplasten umhüllt den Zellkern stets völlig, ebenso wie die Chromatophoren. Das Cytoplasma kann in einer Zelle unter Umständen relativ reichlich vorhanden sein, wie das z. B. meist in den Meristemzellen der Fall ist; es können aber auch, wie in den meisten Parenchymzellen, die Einschlüsse die Hauptmasse der Zelle bilden. Hauptsächlich nehmen in der ausgewachsenen Pflanzenzelle große Tropfen wässriger Lösungen von organischen und anorganischen Substanzen, welche man als Zellsaftvakuolen bezeichnet, oft einen großen Teil des Zellraumes ein, so z. B. bei Spirogyra. Das Cytoplasma kann außerdem als Einschlüsse noch Oxalatkristalle, Fetttropfen, Tropfen von ätherischen Ölen u. s. w. führen.

Der Zellkern ist wie das Cytoplasma stets farblos, meist etwas zähflüssiger als das Cytoplasma; seine Gestalt ist unter verschiedenen Umständen verschieden, wie die eines zähflüssigen Tropfens kugelig, scheibenförmig, spindelförmig etc., je nachdem der Zellkern im flachen Wandcytoplasma oder in einem Cytoplasmafaden oder in einer größeren

1) Das Protoplasma als eine „Substanz“ zu bezeichnen, welche den lebendigen Pflanzenkörper aufbaut, wie es in verschiedenen Lehrbüchern noch geschieht, ist wohl nicht mehr recht passend; denn dann könnte man auch eine Dampfmaschine als eine Substanz bezeichnen. Siehe auch Bot. Zeitung, 1896, S. 262.

2) Trophoplasten ist zweckmäßiger als Chromatophoren, weil der Name Chromatophoren in der Zoologie etwas anderes bedeutet.

Anhäufung des Cytoplasmas liegt. Meist sieht man in dem Zellkerne einen Nucleolus oder mehrere Nucleolen liegen, rundliche, größere Körnchen, und meist erscheint seine Masse außerdem durch mehr oder weniger feine, zahlreiche, besonders leicht färbbare Tröpfchen oder Körnchen inhomogen, eine Erscheinung, welche in allen Fällen von einer eigenartigen Fadenstruktur herrühren soll.

Die Chromatophoren sind in den beleuchteten Teilen der Gefäßpflanzen meist zu grünen Autoplasten (MEYER), zu „Chloroplasten oder Chlorophyllkörnern“, entwickelt. Diese durch Chlorophyllfarbstoff gefärbten Chromatophoren sind die Organe der Kohlenstoffassimilation. In unbeleuchteten, farblosen Pflanzenteilen sind die Chromatophoren zu „Leukoplasten“, farblosen Chromatophoren, entwickelt und dann oft sehr klein. In den Zellen der Blüten und Früchte werden wir später die gelb gefärbten Chromoplasten finden. Die wichtigsten Einschlüsse der Chromatophoren sind die Stärkekörner, welche nur in Chromatophoren entstehen können.

Die Centrosomen sind nur schwierig zu erkennen und spielen bei der Teilung der Zellen eine Rolle.

Die **Bewegungserscheinungen des Protoplasten**. Die einzelnen Teile des lebenden Protoplasten sind niemals in Ruhe, kleinere oder größere Verschiebungen derselben finden fortwährend statt, oft ist aber das Cytoplasma sogar in sehr lebhafter Bewegung und kann dann alle anderen Organe und Einschlüsse mit sich umherführen.

Ein zweckmäßiges Objekt zur Beobachtung von Cirkulationsströmungen im Protoplasten bieten die Haare der Staubfäden von *Tradescantia virginica* (im Winter die von *T. zebrina*, welche im Warmhause blüht). Man entfernt von den Staubblättern eben aufblühender Blüten die Antheren mit der Pincette, reißt dann den Staubblattstiel mit den daran sitzenden Haaren los, bringt ihn in einen Tropfen Wasser und bedeckt ihn mit einem Deckglase. Man sieht in den etwas tonnenförmig angeschwollenen Zellen der Haare eine Vakuole, deren Zellsaft meist rot gefärbt ist. Das wie immer farblose Cytoplasma bildet zum Teil einen Belag innen auf der dünnen Wand der Zelle und erstreckt sich außerdem nur in Form mehr oder weniger dünner Fäden durch die Vakuolen hindurch. Der Zellkern liegt meist relativ ruhig, ändert jedoch in der That meist sehr langsam seinen Platz. Eine mehr oder weniger lebhafte Strömung sieht man in den Cytoplasmasträngen, oft auch in schmalen Bahnen des wandständigen Cytoplasmas. Es bewegen sich in diesem Strömchen einmal sehr kleine, stark lichtbrechende Körnchen und Tröpfchen, dann aber auch weniger stark lichtbrechende, ihre Form wechselnde, plastische, relativ kleine Leukoplasten, die sich manchmal auch hauptsächlich um den Zellkern ansammeln. Die Cytoplasmastränge ändern langsam ihre Lage und Form. Eine sehr dünne periphere Schicht des Protoplasmas ist stets in relativer Ruhe. Man kann einen Staubfaden in 4-proz., mit reinem Methylviolett (5 Tropfen einer Lösung 1+30 auf 100 ccm der verdünnten Essigsäure) gefärbter Essigsäure einlegen und sofort beobachten und bemerkt dann bald ein Absterben des Protoplasten, dabei ein scharfes Hervortreten des Zellkernes und dessen Struktur und nach einer halben Stunde erst die Hellrotfärbung des Zellsaftes, dann eine Färbung des Zellkernes und Protoplasten, sowie der Chromatophoren. Dabei hebt sich der Cytoplasmaschlauch oft von der Zellwand ab (nicht selten auch die Kutikula von der Zellwand). Flache Schnitte durch die Laubblätter von *Vallisneria spiralis*, Wurzelhaare von *Hydrocharis morsus*

ranae und *Trianea bogotensis* sind ebenfalls geeignete Objekte zur Untersuchung der Plasmabewegungen; sie zeigen, zum Unterschiede von den untersuchten Haaren, sehr schöne Rotationsströmung. Man vergleiche darüber event. STRASBURGER, Bot. Practic., S. 109.

11. Das Schneiden mit dem Rasiermesser.

Wir verwenden zur Herstellung mikroskopischer Schnitte aus weicheren Pflanzenteilen, wie ich solche im allgemeinen für dieses Practicum gewählt habe, ein stark hohlgeschliffenes Rasiermesser bester Qualität; nur zum Schneiden sehr harter Gegenstände verwendet man Rasiermesser, welche nicht hohl geschliffen sind. Die hohl geschliffenen Messer läßt man am besten bei einem Instrumentenmacher oder Barbier sorgfältig auf dem Steine abziehen. Wir erhalten die Messer durch öfteres Abziehen auf einem auf fester Unterlage ausgespannten Streichriemen (Chinesischer Streichriemen No. 2 von C. ZIMMER, Berlin W., Taubenstraße 39) scharf. Das Abziehen geschieht in der Art, wie es die Barbieri ausführen. Beim Schneiden fassen wir das Messer möglichst leicht, indem wir es, die Scheide nach uns zu gerichtet, wagerecht halten und den Daumen vorn, die übrigen Finger hinten an das Messer anlegen. Wir ziehen das Messer schräg und möglichst lang durch das Objekt hindurch, ohne zu drücken.

Die Objekte hält man in freier Hand oder klemmt sie zwischen die Hälften eines längsgespaltenen Stückchens Holundermark ein. Sehr harte Objekte klemmt man wohl auch zwischen Korkstückchen. Frisches Material befeuchtet man nicht und schneidet es mit trockenem Messer oder befeuchtet Messer und Material mit Wasser. Beim Schneiden von Alkoholmaterial befeuchtet man die Schneide des Messers, eventuell auch das Holundermark, mit Alkohol.

Die Messer befeuchtet man nach dem Arbeiten stets mit Wasser, trocknet sie mit einem reinen Lappen sorgfältig und zieht sie auf dem Streichriemen ab, damit sie wieder eingefettet werden und vom Roste frei bleiben.

12. Fixieren und Härten des Materials durch Alkohol.

Viele Pflanzenteile sind so weich, daß sie sich im frischen Zustande schlecht schneiden lassen; man legt sie deshalb, je nach ihrem Durchmesser, einen Tag oder mehrere Tage in einen größeren Ueberschuß von wasserhaltigem Alkohol von 70 bis 85 Prozent Alkoholgehalt. Der Alkohol tötet den Protoplasten schnell, erhält dessen gröbere Struktur meist relativ gut, löst aber allerdings manche Stoffe aus demselben heraus, wie z. B. den Chlorophyllfarbstoff. Die Objekte, auch der Protoplast, halten sich in stärkerem Alkohol unbegrenzt lange. Je wasserärmer der Alkohol ist, je härter macht er die Objekte.

Bei Benutzung von Alkoholmaterial zur Anfertigung von Schnitten ist darauf zu achten, daß die Objekte weich werden, wenn sie an der Luft liegen; wir legen die gerade in Gebrauch befindlichen Objekte, soweit wir sie eben nicht zum Schneiden

benutzen, in ein mit Stöpsel geschlossenes Gläschen mit Alkohol zurück.

13. Anatomischer Bau der Monokotyledonenwurzel.

Wurzel von *Iris pumila* L. und *Fritillaria imperialis* L.

Wir verwenden zur Untersuchung junge Nebenwurzeln von *Iris pumila*, welche Ende Mai bis Mitte Juni von den Rhizomen abgeschnitten, sorgfältig abgespült und sofort in 80-prozentigen Alkohol gelegt worden sind, oder junge Wurzeln einer anderen Irisspecies. Wir wählen Stücke, bei denen die Verdickung der Endodermis schon deutlich hervortritt, deren Epidermis jedoch noch erhalten ist.

Wir stellen zuerst einen Querschnitt der Wurzel her, d. h. einen Schnitt, welcher genau quer, also genau senkrecht zur Achse des Organes, geführt wird. Wir legen ein Stückchen der Wurzel zwischen Holundermark, befeuchten dieses und das Messer mit Alkohol und schneiden feine Querscheibchen der Wurzel ab, die nur möglichst dünn, nicht vollständig zu sein brauchen. Wir bringen die Schnitte alle in ein Uhrglas mit Wasser, indem wir sie mit dem befeuchteten Pinsel vom Messer in das Uhrglas übertragen. Die feinsten Schnitte bringen wir mit einem Tropfen Glycerinwasser (Glycerinwasser: 1 Vol. Glycerin + 2 Vol. Wasser) auf den Objektträger, legen das Deckglas auf und beobachten zuerst mit Objektiv II.

Nur dann kann übrigens die weitere Untersuchung mit Erfolg ausgeführt werden, wenn die meisten Zellen in den Schnitten kreisrund erscheinen, nicht längsgestreckt (letzteres würde der Fall sein, wenn man schräg, nicht genau quer geschnitten hätte) und so dünn sind, daß das Bild gleichmäßig klar ist.

In einem Schnitte, welcher durch die Mitte der Wurzel geführt wurde, sehen wir eine sternförmige Figur, welche von einer kreisförmigen Zellschicht eingeschlossen ist. Es ist das das „radiale Leitbündel“ (Centralcylinder) der Wurzel; die auffallende Zellschicht ist die „Endodermis“ (Fig. 5 *En*).

Was außerhalb der Endodermis an den Schnitten zu sehen ist, ist die Rinde. Die äußerste Zellschicht der Rinde ist die Epidermis (*E*); ist sie gut erhalten, so sieht man an ihr einzelne abstehende Wurzelhaare. Die Epidermis besteht aus „Wurzelepidermiszellen“, die, im Gegensatz zu den normalen Epidermiszellen, weniger Schutz- als Aufnahmezellen sind, vorzüglich dann, wenn sie zu Haaren auswachsen, also Wurzelhaare bilden. (Siehe Kapitel 14.) Unter der Epidermis erkennen wir zwei bis drei Schichten von Zellen, welche dunkler erscheinen und dünnwandiger sind als das darauf nach innen folgende Rindenparenchym und zusammen als „Hypodermis“ der Wurzel (*H*; auch äußere Endodermis oder auch Ektodermis genannt) zu bezeichnen sind.

Wir untersuchen mit Objektiv V das radiale Leitbündel genauer. Wir stellen zuerst die Endodermis (Kernscheide) scharf ein. Wir haben einen Querschnitt dieser Zellschicht vor uns. Wir erkennen, daß die Zellen derselben lückenlos aneinanderschließen, und daß sie aus zwei Arten von Endodermiszellen besteht, aus dünnwandigen (Durchlaßzellen) und dickwandigen. Wir studieren eine Stelle, an welcher mehrere dickwandige Zellen nebeneinander liegen, um die

Struktur der Membranen der Endodermzellen und der direkt angrenzenden Parenchymzellen genau kennen zu lernen. Wir

brauchen dazu einen sehr dünnen Schnitt durch diese Region, den wir eventuell besonders anfertigen. An einem solchen dünnen Schnitte er-

scheint die bei hoher

Einstellung betrachtete Membran folgendermaßen gebaut. Das Lumen wird umgeben von einer nach innen zu besonders stark verdickten, nach außen zu dünnen Schicht zarter Lamellen, welche diese Wandpartie (v^1) zart geschichtet erscheinen lassen.

Diese verholzte Verdickungsschicht ist einer stark lichtbrechenden, ringsum laufenden, dünnen, verkorkten mittleren Lamelle (m) aufgelagert, welche die Endodermiszelle mit den Nachbarzellen gemeinsam hat. Sie besteht eigentlich aus drei Lamellen, der Mittellamelle und einer rechts und links von derselben liegenden Korklamelle, die so dicht miteinander verbunden sind, daß sie als eine Lamelle, „die verkorkte mittlere Lamelle“, erscheinen. Wo wir derartig gebauten Zellen in der Pflanze

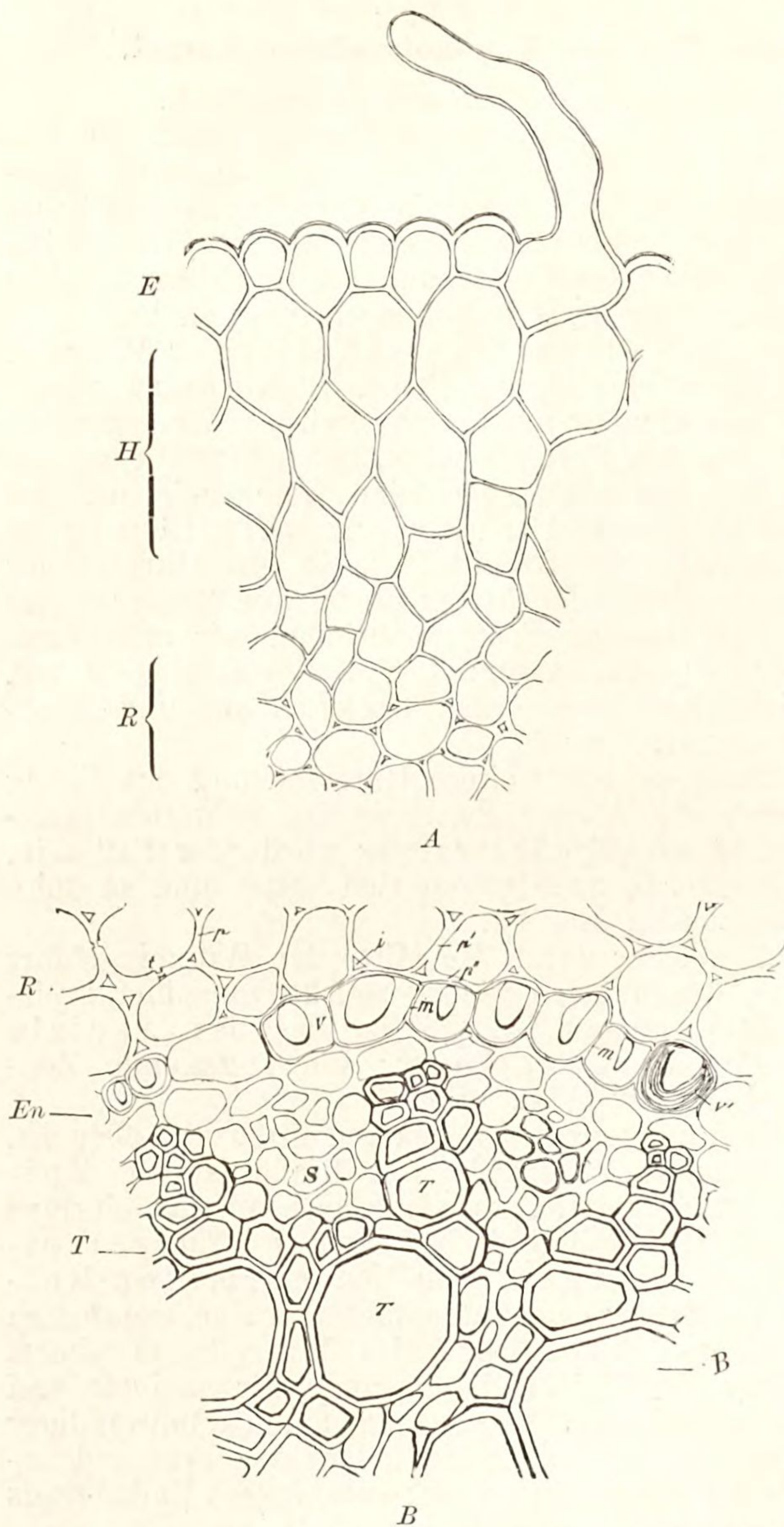


Fig. 5. Wurzel von *Iris pumila*. A Querschnitt durch den peripheren Teil der Wurzel. B Querschnitt durch den centralen Teil der Wurzel. E Epidermis, H Hypodermis, R Rindenparenchym, En Endodermis. T Tracheenstrang des Leitbündels; S Siebröhre des Siebstranges, m mittlere verkorkte Lamellenschicht der Endodermiszellen, v Verdickungsschicht der Endodermiszellenmembran, i Interzellularraum, t Tüpfel einer Parenchymzellwand, p Membran einer Parenchymzelle, T Tracheen.

begegnen, werden wir sie stets als Endodermzellen bezeichnen; sie finden sich nicht selten auch in Achsen und in Blättern (s. MEYER, Drogenkunde, S. 224). Untersuchen wir nun ferner die Membran der außen an die Endodermiszellen stoßenden Zellen der Rinde, der Rindenparenchymzellen, so sehen wir, daß sich die relativ dicke Membran (p'') dieser Zellen direkt an die verkorkte Lamelle anlegt und seitlich dann mit den Membranen der beiden Nachbarzellen zu einer gemeinsamen Membran (p') zusammentritt. Zwischen den Membranen der Rindenparenchymzellen treten, wie im ganzen Rindenparenchym, kleine Inter-cellularräume (i) auf, und lassen die schwach geschichtet erscheinenden Membranen dieser Parenchymzellen Tüpfeln (t) erkennen. Die der Endodermis innen anliegenden Parenchymzellen des radialen Leitbündels sind dünnwandiger, verhalten sich aber ähnlich wie die eben besprochenen. Die zwischen den Siebsträngen und der Endodermis liegende, der letzteren angrenzende Zellschicht ist als das „Perikambium“ (der Pericykel) bezeichnet worden.

Wir suchen, unter Zuhilfenahme der Fig. 5, ein genaues, etwas größeres Bild aller Linien, welche uns die Endodermis und je eine außen und innen an letztere angrenzende Zellschicht zeigen, direkt nach einer bestimmten Stelle des mikroskopischen Bildes zu entwerfen, damit wir uns üben, das Zellwandnetz richtig und in zweckmäßiger Weise zu zeichnen und aufzufassen.

Ehe wir in der Beobachtung des Leitbündels weiter fortschreiten, setzen wir seitlich zu dem Präparate einen Tropfen Anilinhydrochlorat und saugen das Glycerinwasser an der anderen Seite des Deckglases mit Fließpapier ab. Anilinhydrochlorat färbt die verholzten Lamellen gelb. (Anilinhydrochlorat: 1 g Anilinhydrochlorat, 70 g Wasser, 30 g Alkohol, 5 g Salzsäure.)

Wir sehen, daß von den Zellen des Leitbündels einmal die Endodermiszellen und ferner die Tracheen (T ; die Tracheen sind hier Gefäße) der „Tracheenstränge“ (Gefäßteile, Gefäßstrahlen, Vasalstrahlen) gelb gefärbt erscheinen. Die ältesten und engsten Tracheen der Stränge (die Erstlinge) liegen an der Peripherie des Leitbündels. Sie entstanden, als die Wurzel noch in starker Längsstreckung begriffen war, und sind, damit sie der Dehnung möglichst lange folgen können, als Ring- oder Spiraltracheen ausgebildet und infolge der Dehnung hie und da zerrissen oder zusammengepreßt, was uns später bei Betrachtung der Längsschnitte vielleicht auffallen wird. Ist die Region der Wurzel noch relativ jung, so können einzelne der inneren Tracheen noch dünnwandig, unfertig sein.

Zwischen den so deutlich hervortretenden Tracheensträngen liegen die aus 7—10 Zellen bestehenden „Siebstränge“ (Siebteile), welche aus Siebröhren, Geleitzellen und Kambiformzellen zusammengesetzt sind.

Zuletzt verwenden wir den Schnitt dazu, die Einwirkung der Schwefelsäure auf die verschiedenen Lamellenarten der Membranen kennen zu lernen. Wir setzen seitlich einen Tropfen konzentrierte Schwefelsäure zu und saugen zugleich die Anilinlösung ab. Es lösen sich jetzt reine Celluloselamellen und schwach verholzte Lamellen, während die verkorkten und stark verholzten ungelöst bleiben. So bleiben die verkorkten Lamellen der Epidermis-, Hypodermis- und

Endodermiszellen ungelöst; die Verdickungsschichten der Endodermiszellen lösen sich.

Wir stellen nun sehr zarte Querschnitte her aus den Wurzeln von *Fritillaria imperialis* (Kaiserkrone), welche anfangs Mai von den Zwiebeln abgeschnitten und in Alkohol aufbewahrt worden sind. Es genügt für unsere Zwecke, wenn das Leitbündel im Schnitte vorhanden ist.

Wir finden den Bau wesentlich mit dem der Iriswurzel übereinstimmend, untersuchen nur den Tracheenstrang noch etwas genauer und zeichnen einen Tracheenstrang. Wir achten dabei auf die scharfen Grenzlinien, welche zwischen benachbarten Tracheen zu sehen sind und auf die von den dickeren Partien der getüpfelten Wände herrührenden, knöpfchenartigen Erhöhungen, die in Fig. 5 nicht mit gezeichnet wurden. Wir heben das Präparat auf und wenden uns zur Herstellung von Längsschnitten der Wurzel.

Zur Erkennung der Form der Zellen, welche die Wurzel zusammensetzen, genügt die Betrachtung der Querschnittsbilder nicht, wir müssen dazu vielmehr noch untersuchen, wie die Zellen im Längsschnitte der Wurzel aussehen. Um einen Längsschnitt herzustellen, legen wir ein kleines Stückchen der Wurzel genau quer zwischen Holundermark und suchen Schnitte herzustellen, welche der Achse der Wurzel genau parallel laufen. Zuerst erhalten wir Tangential-schnitte der Wurzel, schließlich, wenn wir die Achse der Wurzel (also die Mittelpunkte aller Querschnitte) in einen Schnitt aufnehmen, einen radialen Längsschnitt. Wir legen schließlich alle erhaltenen Längsschnitte auf den Objektträger und untersuchen, ob alle Zellen der Länge nach getroffen sind; ist das nicht der Fall, so haben wir schräg, nicht parallel der Achse geschnitten und müssen neue Schnitte herstellen.

An einem guten, in Glycerin, dem man eine Spur Anilinhydrochlorat zugesetzt hat, liegenden Längsschnitte erkennen wir zuerst, daß alle Zellen der Wurzel mehr oder weniger längsgestreckt sind. Wir untersuchen zuerst die Gefäße (Tracheen mit durchbrochenen Querwänden) des Leitbündels, um uns den Bau der Wände dieser zur Wasserleitung bestimmten Organe klar zu machen. Die Gefäße sind lange Röhren, welche wir teilweise der Länge nach durchschnitten haben. Wir sehen, daß deren Wände mit sehr verschiedenartigen Tüpfeln versehen sind. Diese Tüpfeln haben nur bei den Erstlingen Spiralform (Spiralfasertracheen), bei den weiteren sind sie entweder oval oder spaltenförmig und liegen dann zu mehreren Reihen auf der Wand. Stellen wir hoch ein, so sehen wir leicht durchschnittene Längswände der Tracheen, an welchen wir erkennen können, daß zwischen den Tüpfeln dickere Leisten stehen, die bei den aneinanderliegenden Wänden zweier benachbarter Tracheen gleichartig sind, während die Tüpfeln durch eine sehr dünne Membran geschlossen sind. Wir zeichnen eine halb durchschnittene Trachee mit den durchschnittenen Längswänden und den auf der die hintere Wand der Rinne bildenden Membran stehenden Tüpfeln. Die Querwände der größeren Tracheen stehen schräg. Wir versuchen in unserem Präparate eine Querwand aufzufinden und uns schließlich das Querschnittsbild der Tracheenstränge an unserem beiseite gelegten Querschnitte nun völlig klar zu machen.

In einem medianen Längsschnitte erkennen wir die längsdurchschnittenen Endodermiszellen an ihren glänzenden, verkorkten Lamellen, leichter noch von der Fläche gesehen, in einem Tangential-schnitte, an der schwachen Wellung der Korklamellen. Wir suchen die Endodermiszellen auf und zeichnen entweder ihren Längsschnitt oder ihre Flächenansicht. Setzt man, nach Entfernung des Glycerins und dem Auswaschen des Schnittes mit Wasser, Schwefelsäure zu dem Schnitte, so bleibt die Korklamelle der Endodermis in stark gewelltem Zustande zurück. Auch in Chromsäure ist die Korklamelle schwerer löslich als alle anderen Lamellen des Schnittes.

14. Allgemeines über die wichtigsten Zellarten oder Zellformen, welche den Körper der Gefäßpflanzen zusammensetzen.

Die Betrachtung des anatomischen Baues der Monokotyledonenwurzel lehrte uns, daß die Gefäßpflanze aus Zellen von recht verschiedenartigen morphologischen Eigenschaften zusammengesetzt ist. Wenn wir die Zellen, welche den Körper einer Pflanze aufbauen, vergleichend untersuchen, so finden wir, daß es doch nur eine begrenzte Anzahl von Sorten oder Arten von Zellen sind, welche sich unterscheiden lassen, und wenn wir viele Pflanzenarten aus den Gruppen der Angiospermen, Gymnospermen und Pteridophyten anatomisch studieren, so finden wir, daß diese relativ wenigen Zellarten überall wiederkehren. Jede einzelne Sorte dieser durch bestimmte Form und bestimmte physiologische oder biologische Leistungen ausgezeichneten Zellsorten bezeichnen wir als eine „Zellart“ oder Zellform. Wenn mehrere Individuen (Elemente) einer Zellart direkt aneinander liegen, so bezeichnen wir diese Massen gleichartiger Zellen als eine Gewebeart oder Gewebeform, im analogen Sinne wie wir von einer Zellart sprechen¹⁾.

Alle Individuen aller dieser Zellarten sind im ersten Jugendzustande wesentlich gleich gebaut. Jede höhere Pflanze ist in einem bestimmten Moment ihrer Existenz einmal eine befruchtete Eizelle. Letztere ist eine mit allen protoplasmatischen Organen und einer Zellmembran ausgestattete Zelle; sie teilt sich, wenn ihre Entwicklung zur fertigen Pflanze beginnt, zuerst durch eine Querwand in zwei Zellen (über Zellteilung s. STRASBURGER's Botanik, S. 64) und diese und ihre nächsten Nachkommen setzen die Teilung in gleicher Weise weiter fort, und so entsteht ein sogen. „Zellgewebe“. Dieses Zellgewebe wird, so lange alle seine vollkommenen Protoplasten nur durch sehr dünne Wände getrennt sind, und es noch in lebhafter Teilung begriffen ist, als Meristemgewebe bezeichnet. Aus solchen, aus noch indifferenten Meristemzellen bestehenden Meristemgeweben oder „Meristemen“ (s. HABERLANDT, S. 62, DE BARY, S. 4) oder Bildungsgeweben, entstehen dann, indem sich verschiedene Meristemzellen verschieden entwickeln, die verschiedenen fertigen Zellarten und verschiedenen fertigen Gewebearten (im Gegensatze zu den Meristemen auch Dauergewebe genannt), welche die fertigen Pflanzenorgane aufbauen.

1) HABERLANDT und DE BARY gebrauchen den Ausdruck Gewebeart oder Gewebe (Gewebe = Gewebeart, HABERLANDT, S. 51, DE BARY, S. 3) im „übertragenen“ Sinne auch für eine Gesamtheit isoliert liegender gleichartiger Zellen (HABERLANDT, S. 40).

Bilden sich aus den Meristemzellen die Zellarten heraus, so betrifft die Verschiedenartigkeit der Entwicklung zuerst die Membran, deren allgemeine Form, Dicke, Tüpfelung und Zusammensetzung aus verschiedenartigen Lamellen.

Die anfangs entstehende, die Meristemzellen voneinander trennende Membran ist immer einheitlich, wird dann beim Wachstum durch Auflagerung dünner Lamellen verdickt, welche während des stärkeren Wachstums der Zelle stark gedehnt und verändert werden. Die mittleren, so am stärksten veränderten Membranpartien werden als *Mittellamelle* bezeichnet. Auf die bei Behandlung mit Salpetersäure und chlorsaurem Kali relativ leicht lösliche Mittellamelle lagert der Protoplast, dann weiter „*Lamellen*“¹⁾ verschiedener Natur, Korklamellen, Celluloselamellen u. s. w. (s. MEYER Drogenkunde, S. 46 und STRASBURGER Lehrbuch, S. 51; Practicum, S. 133; ZIMMERMANN, S. 135) auf, die eine mehr oder weniger weitgehende Verdickung der Membran bewirken können. Relativ dünn bleibende Stellen in der Membran werden als Tüpfeln bezeichnet.

Ferner wird die Verschiedenheit der Zellformen durch Verschiedenheit in der Entwicklung des Protoplasten bedingt, von welcher wir selbstverständlich mit dem Mikroskop nur die größten Momente sehen können. Mehr oder weniger reichliche Entwicklung des Cytoplasmas, mehr oder weniger kräftige und verschiedenartige Entwicklung der Chromatophoren und die Entwicklungsweise des Zellkerns führen zu leicht erkennbaren Unterschieden.

Besonders aber ist auch die Art und Quantität der sich in den Zellen entwickelnden Einschlüsse für die verschiedenen Zellarten charakteristisch, wie z. B. die Bildung der Sekrete für die Sekretzellen, des Milchsafte für die Milchröhren. Infolge der verschiedenartigen Morphologie, im weitesten Sinne, der Zellen, führen die verschiedenen Zellarten verschiedene Leistungen aus, die entweder physiologische (z. B. die Wasserleitung der Tracheen) oder biologische (die Schädigung, welche Sekretzellen den die Pflanzen angreifenden Tieren zufügen) genannt werden können. Diese Leistungen können als Ausdruck der uns sichtbaren und der uns noch verborgenen feinsten Morphologie der Zellarten betrachtet und ebenfalls als Unterscheidungsmerkmal der Zellarten benutzt werden. In der beistehenden Tabelle sind die wichtigsten Zellformen und deren hauptsächlichste Kennzeichen zur Orientierung kurz zusammengestellt.

Wenn ich hier die Einzelzelle in den Vordergrund der Betrachtung gestellt habe, so ist doch nicht zu vergessen, daß der ganze Körper eines jeden Pflanzenindividuums eine in sich durchaus zusammenhängende Cytoplasmamasse besitzt, indem das Cytoplasma aller Zellen durch zahlreiche, sehr feine Cytoplasmafäden, „*Plasmaverbindungen*“, im Zusammenhange stehen. Die Zergliederung dieses großen Protoplasten in einkernige oder mehrkernige Zellen ergibt die Möglichkeit, daß jedes abgegliederte Stück sich relativ selbständig ausgestalten, verschiedene Morphologie annehmen und deshalb auch Verschiedenes leisten kann. Jedes solches ein- oder mehrkernige, relativ selbständige Stück des Gesamtprotoplasten mit allen seinen Einschlüssen oder Ausscheidungen nennen wir also eine Zelle, mag dasselbe nur durch Flüssigkeit oder Zwischensubstanz,

1) Ich sagte (Drogenkunde, S. 43): „Wir verstehen also unter Lamelle (Membranlamelle) jede in der fertigen Zellwand durch chemisches oder physikalisches Verhalten von benachbarten Zellwandpartien unterscheidbare, oft äußerst zarte Schicht von Membransubstanz.“

wie bei Tieren, oder durch Zellmembransubstanz von anderen ihresgleichen getrennt sein. Wo solche Ausscheidungen, wie die Zellmembran, an der Leistung der Zelle beteiligt sind, rechnen wir sie auch mit zu der Zelle, welche sie gebildet hat, und bezeichnen von diesem Standpunkt aus selbst ein Tracheenglied noch als Zelle ohne Protoplasten (s. ARTHUR MEYER, Die Stärkekörner, Jena 1895, S. 310).

Die Cytoplasmafäden, welche benachbarte Zellprotoplasten verbinden, bleiben in den Zwischenwänden der Siebröhren sehr kräftig. In manchen Fällen findet auch eine nachträgliche Lösung von Zellwänden statt, welche zwischen benachbarten Zellen gebildet waren, und die nur durch zarte Cytoplasmafäden im Zusammenhange standen. Dann verbreitert sich der cytoplasmatische Zusammenhang der benachbarten Protoplasten so, daß aus zwei oder mehreren einkernigen Zellen eine mehrkernige entsteht. In diesen Fällen, wie sie z. B. bei gegliederten Milchröhren und bei den Gefäßen vorliegen, spricht man von „Zellfusionen“.

Von den Zellarten sind vom morphologischen Standpunkte aus streng zu sondern die Interzellularräume, obgleich manche davon Zellarten in physiologischer Beziehung sehr nahe stehen. Interzellularräume sind Lücken im Gewebe der Pflanze, welche mit Gasen, Flüssigkeiten oder festen Körpern gefüllt sein können. Die meisten Interzellularräume der Pflanze, die schizogenen, entstehen nur durch Auseinanderweichen der Zellen, unter Trennung der Zellen in den Mittellamellen; andere Interzellularräume entstehen unter Auflösung von Zellwänden, resp. Zellen, meist nach vorhergehender Trennung der Zellen in den Mittellamellen (lysogene Interzellularräume). Hierher gehören die interzellularen Sekretbehälter (innere Drüsen und gangförmige Sekretionsorgane), die Luft und die Wasser führenden Interzellularräume. Siehe hierzu DE BARY, S. 209; STRASBURGER'S Lehrbuch, S. 75; HABERLANDT, S. 437, 377; MEYER, Drogenkunde, S. 79.

Die nachfolgende Tabelle (S. 28, 29) soll einen Ueberblick über die wichtigsten Zellarten geben.

Zu der in Rede stehenden Tabelle ist noch zu bemerken, daß einmal durchaus nicht alle Zellarten, sondern nur die am häufigsten vorkommenden in derselben Aufnahme gefunden haben, und daß ferner zahlreiche Zellen im Pflanzenkörper vorkommen, welche als Uebergänge zwischen zwei oder mehreren der in der Tabelle charakterisierten Zellarten angesehen und beschrieben werden können. So finden sich häufig Zellen, welche Uebergangsformen zwischen Parenchymzellen und Sklerenchymfasern sind (Ersatzfasern, Parenchymersatzfasern), ferner Uebergänge zwischen Kollenchymzellen und Parenchymzellen, Parenchymzellen und Sekretzellen.

Es ist ferner hervorzuheben, daß fertige Zellarten in manchen Fällen im Alter noch einmal eine Umgestaltung erleiden können. So können gestreckte Kollenchymzellen in Sklerenchymfasern übergehen (DE BARY, S. 140), ebenso Parenchymzellen in Sklerenchymzellen (DE BARY, S. 556). Diese Veränderungen entstehen meist durch Auflagerung neuer Membranamellen, können aber auch durch nachträgliche Veränderung der fertigen Zellwände hervorgerufen werden, wie bei der Metadermbildung (MEYER, Drogenkunde, S. 224).

Zu der Aufführung der Endodermzellen als besondere, wichtige Zellart, bemerke ich noch, daß ich diese histologischen Elemente schon in meiner Drogenkunde (Bd. I, S. 67) 1891 aus dem Grunde ebenso wie die Korkzellen, die Sklerenchymelemente etc. behandelt habe, weil sie

Die wichtigsten Charaktere der

Name der Zellart	Meristemzelle	Parenchymzelle	Kollenchymzelle	Sekretzelle	Milchröhren	
					ungegliederte Milchröhre	gegliederte Milchröhre
Protoplast	vollkommen, Zellkern relativ groß; Chromatophoren meist sehr klein und meist farblos.	vollkommen, kräftig entwickelt.	vollkommen, gut entwickelt.	vollkommen, mit oft geringer Entwicklung der Chromatophoren und später erfolgender, mehr oder weniger großer Reduktion des Protoplasten.	vollkommen, vielkernig, Chromatophoren als Leukoplasten ausgebildet, Cytoplasma einen kontinuierlichen Wandbelag bildend.	
Einschlüsse	fehlend oder sehr klein.	hauptsächlich Nährstoffe in Vakuolen des Cytoplasmas oder der Chromatophoren.	meist fehlend.	Im Cytoplasma liegende Sekrete verschiedener Art.	Milchsaft in einer kontinuierlichen centralen Vakuole. Manchmal Stärke als Einschuß der Leukoplasten.	
Zellmembran	dünn, ohne erkennbare Lamellen.	meist aus Celluloselamellen zusammengesetzt, doch auch aus verholzten Lamellen; mäßig verdickt. Tüpfeln rundlich.	Cellulosemembran an den Kannten stark, auf den Flächen sehr wenig verdickt. Tüpfeln bei langen Zellen längs gestreckt.	dünnwandig. Aufbau aus Lamellen sehr verschiedener Art bei verschiedenen Species der Zellart.	aus Celluloselamellen aufgebaut, mit wenigen rundlichen Tüpfeln.	
Physiologische und biologische Leistungen	Sie erzeugen fortwährend durch Teilung die Zellchen, aus denen sich alle übrigen Zellarten entwickeln.	vielseitig, der Nährstoffproduktion, der Nährstoffleitung, der Festigung der Pflanze im weitesten Sinne dienend.	Festigung wachsender Teile.	Aufspeicherung von Sekreten, die häufig als Schutzmittel gegen Tiere (auch Pilze) wirken.	Speicherung und eventuell auch Leitung von Nährstoffen und Sekreten, welche letztere oft gegen den Angriff von Tieren schützen.	
Entwicklungsgeschichte	Entsteht durch Teilung ursprünglicher Meristemzellen oder neu durch Teilung von Parenchymzellen.				Aus einer Meristemzelle hervorgehend, welche zu einem langen, sich verzweigenden Schlauche heranwächst.	Durch Fusion vieler einkerniger Zellen entstehend, unter vollständiger Lösung oder grober Perforation bestimmter Zellwände.
Name der aus der Zellart entstehenden Gewebeart und Bemerkungen	Meristem (Nägeli) Bildungsgewebe, Teilungsgewebe (Nägeli). Besondere Arten von Meristemen sind: Urmeristem; Folgermeristem, Cambium, Phellogen.	Parenchym. Charakteristisch ist das Vorhandensein von Interzellularräumen. Parenchym mit vielen Chloroplasten ist Assimilationsgewebe; Parenchym, welches reich an Reservestoffen ist, ist Speicher- gewebe.	Kollenchym. Dem typischen Kollenchym fehlen Interzellularräume oder sie sind klein in demselben. Es giebt stark gestreckte bis isodiametrische Kollenchymzellen.	Sekretzellen bilden kein Gewebe.	Bilden keine Gewebe, doch bilden die gegliederten Milchröhren an sich oft größere Netze.	

wichtigsten Zellarten der Angiospermen.

Siebröhren	Physiologische Scheiden bildende Zellarten mit verkorkten oder kutisierten Wänden			Stereiden oder Sklerenchym-elemente		Tracheen	
	Epidermiszelle	Endodermzelle	Korkzelle	Sklerenchym-zelle	Sklerenchym-faser	Trach-eide	Gefäß
Dem Proto-plasten je-des Gliedes fehlt der Zellkern; Leukoplasten vorhanden.	vollkommen, Chromatophoren meist als Leukoplasten oder Chroma-plasten ent-wickelt.	vollkommen.	sofort nach Ausbildung der Zellwände abster-bend, als Be-lag der Zell-wand liegen bleibend.	bis zur definitiven Ausbildung der Zelle erhalten, dann mehr oder weniger degenerierend, oft ganz absterbend.		sofort nach Ausbildung der Tracheen völlig resorbiert.	
In einer cen-tralen Vakuole wahr-schein-lich Eiweiß-stoffe führend.	Große centrale Zellsaftvaku-ole.	verschieden-artig.	Luft in cen-traler Lager-ung.	In toten Elementen meist Luft, in lebenden meist keine Ein-schlüsse.		Wasser.	
Längswände u. Querwände dünn, aus Cel-lulose beste-hend. Quer-wände mit großen Tü-pfeln und zahl-reichen Per-fo-rationen.	Außenwand der Zelle relativ stark ver-dickt; äü-ßerste Lamelle derselben fast nur aus Cutin bestehend (Kutikula); kutisierte, ver-kieselte etc. Lamellen im peripheren Teile der Mem-bran häufig. Radialwände relativ dünn.	mindestens in den Radial-wänden eine Korkklamel-le enthaltend.	Die Zellwand enthält all-seitig eine der Mittellamelle aufgelagerte Korkklamel-le.	Die stark ver-dickte u. meist verholzte Membran im Umriss an-nähernd iso-dia-me-trisch, Tü-pfeln rund.	Membran stark verdickt, von gestreck-ter und zu-gespitzter Form, aus verholzten oder aus Cellu-loselamellen aufgebaut. Spaltenför-mige Tüpfeln meist schräg zur Längs-achse der Fa-ser.	Aus verholzten La-mellen bestehend, mit Hoftüpfeln, even-tuell mit Leistenver-dickungen.	
Querwände mit Kallus. Lei-tung von Nährstof-fen.	Schutz der innerhalb des Epidermisge-webes liegen-den Gewebe gegen mecha-nische Verletz-ung und zu großen Was-serverlust.	Ernährungs-physiologi-sche Ab-grenzung bestimmter Gewebemas-sen.	Schutz der innerhalb des Korkgewebes liegenden Ge-webemas-sen gegen mecha-nische Verletz-ung, Wasser-und Wärme-verlust.	Festigung des Pflan-zenkörpers druckfeste Kon-struktionen.		Wasserleitung.	
Durch Fusion übereinander-stehender ein-kerniger Zel-len, unter fei-ner Perfora-tion der Quer-wände und Verbindung von Cyto-plasma und Central-vakuole durch die Per-fo-rationen.	Aus den ober-flächlich lie-genden Meri-STEMZellen-schichten, als äußerste Zell-schicht des Pflanzenkör-pers hervor-gehend.					Einzel-zellen.	Aus längeren Reihen übereinander stehender Zellen durch völlige oder teilweise Resorption der Querwände entstehend, ohne daß vorher Verschmel-zung der betr. Vakuolen wie der Einzelzel-len eintrat.
Jede ursprüng-lich Einzel-zelle wird als Siebröhren-glied bezeich-net.	Intercellularraumfreie Scheiden-gewebe			Sklerenchym			
	Das lücken-lose Epi-dermisge-webe der Achsen und Blätter, in wel-cher Nebenor-gane (Spaltöff-nungsappa-rate, Haare etc.) eingelagert sein kön-nen, bildet mit letzteren zu-sammen die Epidermis der Achsen und Blätter.	Die Endoderm-zellen bilden die lückenlose Endoder-mis der Wur-zel, kommen aber auch sonst noch als scheidenbil-dende Ele-mente in der Pflanze vor.	Korkge-webe.	Bast (Haberlandt S. 138) ist Sklerenchymfasergewebe der Rinde und teilweise solches der Monocotyledonen, Libriform solches des Holzes.			

Zellen von besonderem Baue sind, die nicht nur in der Endodermis der Wurzel vorkommen. STRASBURGER (Ueber den Bau und die Verrichtung der Leitungsbahnen, 1891, S. 310) kam gleichzeitig mit mir zu der Ueberlegung, daß es zweckmäßig sei, den Begriff der Endodermis histologisch zu fassen.

15. Die Monokotyledonenachse.

Das Rhizom von *Convallaria majalis* L.

Das Rhizom des Maiblümchens wird am besten im Herbst gesammelt und kann entweder frisch oder als Alkoholmaterial verwendet werden. Die hier gegebene Beschreibung bezieht sich auf den Zustand der Pflanze im Herbst und auf frisches Material.

Hebt man eine ganze Pflanze aus dem Boden, so findet man an einem oder einigen Zweigen des unterirdischen Achsensystems relativ kräftige Knospen, deren äußerste Blätter Laubblätter sind. Die rings geschlossenen Scheiden der Laubblätter schließen eine Knospe ein, welche im vollkommensten Falle aus 4—6 rings geschlossenen, rötlichen oder weißlichen Niederblättern und einem schuppenförmigen Niederblatte, sowie zwei oder drei Laubblattanlagen besteht. In der Achsel des schuppenförmigen Niederblattes steht der jugendliche Blütenstand. Die Internodien der relativ dicken, blühreifen Achsenstücke strecken sich meist nicht, bleiben unentwickelt, und unter diesen blühreifen Knospen sieht man deshalb meist dichtstehende Blattnarben. Weiter unten an diesen Achsen findet man jedoch meist noch mehr oder weniger langgestreckte Internodien.

An den Knoten dieser blühreifen Achsen stehen entweder kurze Knospen, oder es entspringen daran auch lange Ausläufer mit noch rein vegetativen Terminalknospen. Solche junge Ausläufer benutzen wir zur Untersuchung. Die Internodien dieser Achsen sind gestreckt; jeder Knoten ist mit dem Reste eines zarten Niederblattes versehen und ringsum mit Nebenwurzeln besetzt. Wir orientieren uns an einem ganzen Exemplare des frischen oder in Alkohol eingelegten Rhizomes über die Morphologie desselben und benutzen dann zuerst gesunde, zwischen den Knoten liegende, glatte Stücke der Ausläufer zum Studium ihres mikroskopischen Baues.

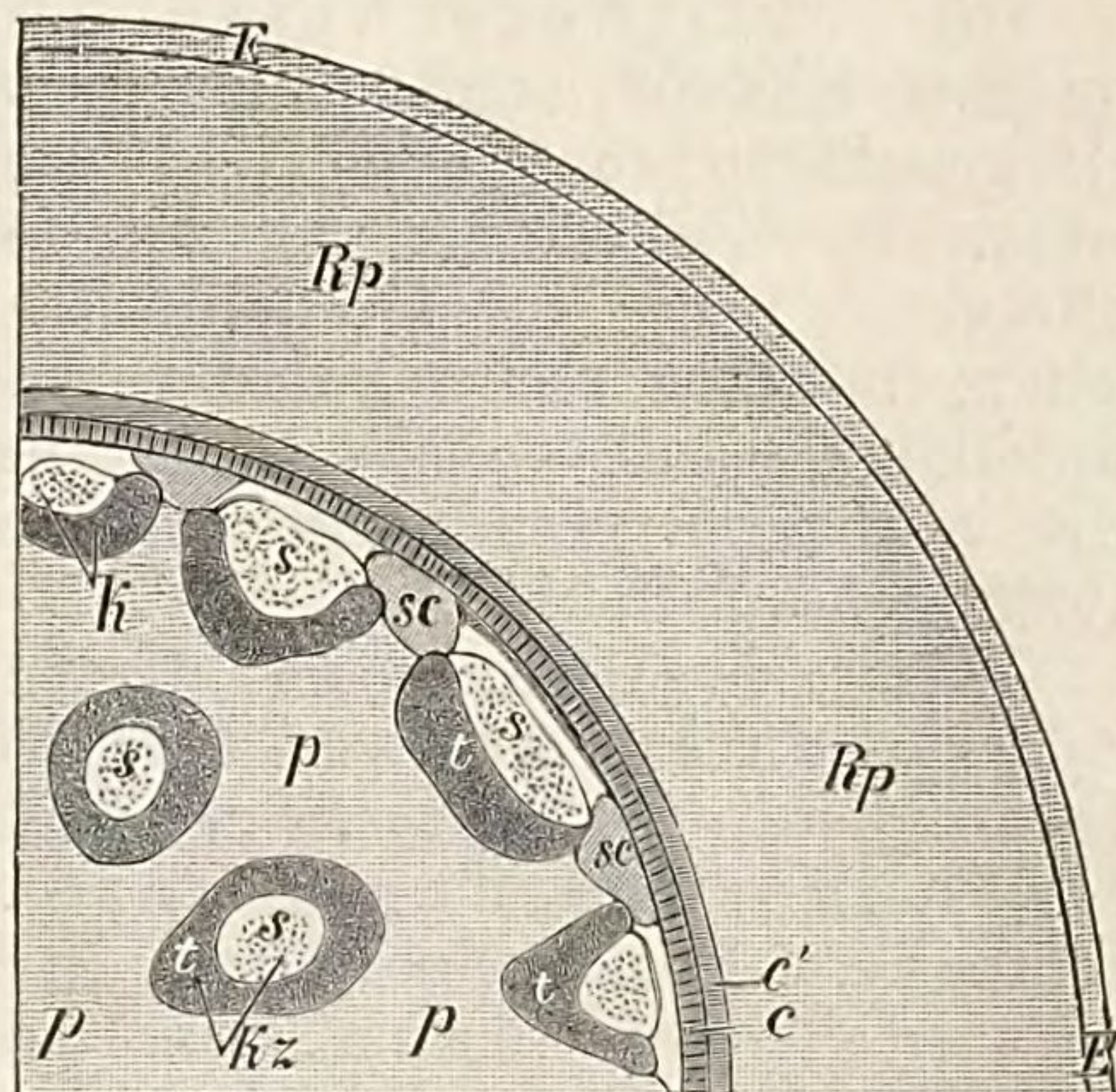
Wir halten die kleinen, frisch gesammelten und event. in Wasser aufbewahrten Rhizomstückchen oder Alkoholmaterial derselben frei zwischen Daumen und Zeigefinger der linken Hand und stellen davon möglichst feine Querschnitte her. Wir pinseeln die Schnitte zur Entfernung der anhängenden Stärke etwas aus, indem wir sie auf den Objektträger legen und mit dem in Wasser getauchten Pinsel bürsten. Den besten Schnitt legen wir in Glycerinwasser ein. Wir beobachten zuerst mit Objektiv II.

Auf die äußerste Zellschicht, die Epidermis (*E* Fig. 6), folgt das breite, gleichmäßige Parenchym (*Rp*) der „Rinde“. Eine Hypodermis ist bei *Convallaria* nicht entwickelt, nur ist die der Epidermis anliegende Schicht des Rindenparenchyms etwas regelmäßiger gebaut als die übrigen Parenchymschichten. Die folgende intercellularraumfreie, völlig geschlossene Schicht (*c*) wird bei der Achse „Cylinderscheide“ genannt; sie umschließt den „Leitbündelcylinder“¹⁾ (Centralcylinder).

1) Cylinder, DE BARY, S. 271.

In das Parenchym des letzteren sind zahlreichere Leitbündel (Gefäßbündel) eingelagert. Die mittleren dieser Leitbündel (*kz*) sind konzentrisch und besitzen einen von dem Tracheenteil (Gefäßteil [*t*]) umgebenen Siebteil (*s*); in der Peripherie dagegen sind die Leitbündel mehr oder weniger kollateral; sie legen ihren Siebstrang direkt an die Cylinderscheide an, während sich der Tracheenstrang halbkreisförmig nach innen an letzteren anschließt. Die Hauptmasse des Leitbündelcylinders wird aus Parenchym (*p*) gebildet. Wir übertragen nun den Schnitt in ein Tröpfchen Chlorzinkjod und legen ihn beiseite, bis die Blaufärbung hervortritt.

Fig. 6. Schema des vierten Teiles des Querschnittes der Achse von *Convallaria*. *E* Epidermis; *Rp* Rindenparenchym; *c* Cylinderscheide (*c'* Sklerenchymzellen, zur Verstärkung derselben); *p* Parenchym des Leitbündelcylinders (Centralcylinders); *s* Siebteil, *t* Tracheenteil eines konzentrischen Leitbündels; *k* kollaterales Leitbündel der Peripherie des Leitbündelcylinders; *kz* konzentrisches Leitbündel der Mitte des Centralcylinders; *sc* Sklerenchymelemente.



Chlorzinkjod: 30 g Chlorzink, 5 g Jodkalium, 0,8 g Jod, 14 ccm Wasser. Dieses Reagens färbt Lamellen, welche aus reiner Cellulose oder dieser ähnlichen Kohlehydraten bestehen, violett bis blau; verholzte und verkorkte Lamellen werden braun oder dunkelgelb gefärbt. Wir untersuchen, welche Färbung die verschiedenen Zellwände annehmen.

Einen anderen Schnitt legen wir in eine Safraninlösung.

Safranin: 50 g Alkohol, 50 g Wasser, 0,1 g Safranin. Das Safranin färbt die verschiedenen Zellwände oft etwas verschiedenartig, so daß man es brauchen kann, um bestimmte Gruppen von Zellen hervorzuheben. Auch ist es in manchen Fällen vorteilhaft, zu durchsichtige, zarte Elemente etwas zu färben, um sie deutlicher sichtbar zu machen.

In unserem Präparate färben sich Parenchymzellen, Tracheen und Cylinderscheide etwas verschiedenartig. Damit wir lernen, von welcher Bedeutung die saure oder alkalische Reaktion für derartige Färbversuche und die Aufnahme der Farbstoffe durch die Membran sein kann, legen wir den Schnitt in einen Tropfen Glycerin, dem wir eine Spur Essigsäure zufügen. Es verändert sich jetzt die Verteilung des Farbstoffes.

Einen möglichst zarten, ungefärbten Schnitt untersuchen wir nun genau mit Objektiv V.

Die Epidermiszellen lassen außen eine über alle Zellen weglaufende, meist gelbliche Lamelle, die Kutikula, erkennen. Unter der

Kutikula liegt eine verkorkte Lamellenschicht, die keilförmige Platten in die Radialwände hineinsendet, welche sich in die Mittellamellen fortsetzen. Innen ist die Membran ausgekleidet mit einer farblosen Schicht von Celluloselamellen. Die Membran dieser Epidermiszellen ist also relativ kompliziert gebaut.

Die Parenchymzellen der Rinde erscheinen im Querschnitte kreisrund und lassen zwischen sich mehr oder weniger große Interzellularräume. Auf den Seitenwänden sehen wir hier und da durchschnittenen Tüpfeln, die auf zufällig sichtbaren Querwänden, in der Aufsicht, zart und rundlich erscheinen und in großer Anzahl vorhanden sind.

Die Cylinderscheide besteht aus einer Zelllage (*c*), aus typischen Endodermzellen mit gut entwickelter Korklamelle, mit deutlich geschichteten Wänden, in denen Tüpfeln nicht auffällig hervortreten. Die Zellen der ein bis zwei nach außen zu noch folgenden Zelllagen (*c'*), die zur mechanischen Verstärkung der Cylinderscheide dienen, besitzen meist keine verkorkte Lamelle, zeichnen sich durch Tüpfelkanäle aus, welche in der nach innen zu liegenden, besonders stark verdickten Wandpartie auffallend hervortreten, sind also sklerenchymatische Zellen.

Wir zeichnen ein kleines, etwa 3 Zellen breites Stückchen der ganzen Cylinderscheide sorgfältigst mit allen ihren Lamellen und Tüpfeln, ähnlich wie früher die Epidermis der Wurzel. Wir legen das Präparat beiseite. Einen neuen, feinen Schnitt des Rhizomes behandeln wir dann, um den Bau der Cylinderscheide genauer kennen zu lernen und die Wirkung der Chromsäure als mikrochemisches Reagens zu beobachten, mit Chromsäurelösung. Wir legen den Schnitt auf den Objektträger, legen ein Splitterchen eines Deckglases dazu, um den Schnitt vor Druck zu schützen, fügen einen Tropfen Chromsäure hinzu und decken das Deckglas auf. Wir beobachten das Präparat von Zeit zu Zeit!

Chromsäure: 10 g Chromsäure in 10 g Wasser gelöst. Die Chromsäure ist ein Reagens auf verkorkte Lamellen (Suberinlamellen); sie werden von der Chromsäure viel langsamer angegriffen als andere Lamellenarten. Wir sehen in unserem Schnitte die Korklamelle bald scharf hervortreten, dann nach und nach, innerhalb einer halben Stunde, alle Lamellen, außer den Korklamellen verschwinden.

Während die Reaktion verläuft, untersuchen wir weiter die Leitbündel des Leitbündelcylinders. Die isoliert in der Mitte des Leitbündelcylinders liegenden, geschlossenen konzentrischen Leitbündel lassen in ihrem Centrum ein kleinzelliges, farbloses Gewebe erkennen, den Siebteil. Der Siebteil wird direkt umgeben von dem hohlcylindrischen Tracheenteil, welcher meist aus Hoftüpfelgefäßen besteht, deren Wände im Querschnitte deutlich die Höfe der Hoftüpfeln zeigen. Den geschlossenen Ring der Tracheen umgiebt eine Scheide kleinzelligen Parenchyms, welche sich etwas nach der Mitte des Schnittes zu verlängert, wo auch die Erstlinge des Bündels liegen.

Die der Cylinderscheide anliegenden Leitbündel sind mehr oder weniger kollateral, ihr Siebteil liegt oft direkt der Cylinderscheide an. Die Tracheenteile benachbarter peripherischer Bündel berühren sich

oft seitlich, und hie und da sieht man auch die Siebteile seitlich miteinander verschmelzen.

Einen recht dünnen Querschnitt färben wir nun zuletzt dadurch, daß wir ihn in einem Tropfen folgender Farbstofflösung¹⁾

Methylenblausafranin.

Methylenblau, gesättigte Lösung in Alkolol von 95 Proz.; 1 ccm davon verdünnt mit 10 ccm Wasser;

Safranin, gesättigte Lösung in Alkohol von 95 Proz., 1 ccm davon verdünnt mit 30 ccm Wasser;

Davon 5 ccm Methylenblaulösung, 15 ccm Safraninlösung und dazu gesetzt noch 10 ccm Wasser und 3 Tropfen Eisessig.

auf dem Objektträger einige Minuten liegen lassen. Wir übertragen den Schnitt aus der Farbstofflösung in Glycerin oder nehmen den Farbstoff mit etwas Fließpapier hinweg und setzen einen Tropfen Glycerin hinzu.

Wir erhalten so eine schöne Doppelfärbung, welche vorzüglich geeignet ist, die Grenze der Tracheenstränge, welche wie die Cylinderscheide gefärbt werden, scharf zu erkennen. Wir sehen jetzt klar, daß die bogenförmigen Tracheenstränge der kollateralen Leitbündel (Fig. 6 $\frac{1}{2}$) meist durch rotbraun gefärbte, dünnwandige Sklerenchymzellenmassen (*sc*) voneinander getrennt sind, die nicht scharf begrenzt sind, sondern nach innen zu in das Parenchym des Leitbündelcylinders, seitlich in die Parenchymschicht übergehen, welche zwischen den Siebsträngen und der Cylinderscheide liegt. Im Längsschnitte erscheinen diese Zellen gestreckt.

Wir wenden uns nun zur Untersuchung eines Knotens der Ausläufer. Vorerst sehen wir uns jedoch einen Querschnitt durch ein Scheidenblatt einer Endknospe des Ausläufers an. Wir stellen einen Querschnitt durch die Mitte der ganzen Knospe her und legen diesen in Chloralhydrat. Der Schnitt trifft die außen stehenden Niederblätter und die innen in der Knospe befindlichen Laubblätter quer, und die einzelnen Blattquerschnitte liegen als Ringe aufeinander, die sich selbstverständlich leicht voneinander trennen. Wir beobachten nun den Bau der äußersten Querschnitte, die von den Niederblättern herrühren, und sehen, daß in dem von den beiden Epidermen umschlossenen Parenchymgewebe eines solchen Scheidenblattes 14 bis 18 Leitbündelquerschnitte liegen.

An jedem Knoten des Ausläufers, wo sich jetzt meist nur noch dessen ringförmige Narbe befindet, stand nun ein solches Scheidenblatt (Niederblatt), denselben rings umfassend, und die Leitbündel dieses Blattes dringen durch die Rinde und die Cylinderscheide in den Leitbündelcylinder der Achse ein, in demselben dann als kollaterale Leitbündel hinablaufend, sich schließlich aber an peripher verlaufende Enden von tiefer unten stehenden Blättern herrührender Leitbündel ansetzend. Die beiden sich vereinigenden Bündel öffnen sich dabei, werden kollateral, mit dem Siebstrange nach außen, wie wir es gesehen haben, und verschmelzen seitlich miteinander.

Zugleich entspringen auch in jedem Knoten des Ausläufers meist

1) Ueber Doppelfärbung, überhaupt Membranfärbung, siehe ferner STRASBURGER, Practicum, S. 191 und 134, ZIMMERMANN, S. 139, 145, 150.

mehrere Wurzeln, deren Leitbündel sich ebenfalls an die peripher laufenden kollateralen Leitbündelpartien ansetzt.

So treten die Bahnen für das durch die Wurzel aufgenommene Bodenwasser, die Tracheenstränge der Wurzel, mit den wasserleitenden Tracheensträngen der Achse und diese mit denen der Blätter in direkte Verbindung. Ebenso wird die Verbindung der Nährstoffe leitenden Siebstränge von Wurzel, Achse und Blatt hergestellt. Alles das wollen wir uns nun in folgender Weise genau betrachten und klar machen.

Wir zerlegen einen Knoten des Ausläufers, von oben, d. h. von der nach der Spitze der Achse zu gelegenen Seite des Knotens, an welcher sich die Blattnarbe befindet, anfangend, in 15 bis 20 Querschnitte, welche wir in richtiger Reihenfolge auf zwei Objektträger auflegen. Wir befeuchten jeden Schnitt mit etwas Chloralhydrat (zu welchem wir später etwas Glycerin zufließen lassen, um das Auskrystallisieren des Chloralhydrates zu verhindern), legen dieses Mal kein Deckglas auf und untersuchen die Schnitte zuerst mit Objektiv II.

Wir sehen an dem obersten Schnitte vielleicht noch einen Rest, die Basis des abgestorbenen Niederblattes, im Querschnitte und erkennen dann in dem Querschnitte dieses der Rinde ansitzenden Stückes eine Zahl kleiner Leitbündelchen als mehr oder weniger durch in die Tracheen eingelagerte gelbe Massen, welche den Verschuß dieser Wasserleitungsröhren bewirken sollen, gelblich gefärbte Punkte oder kurze Striche, je nachdem die Bündelchen durch den Schnitt mehr rein quer oder schräg getroffen sind. In Schnitten durch untere Regionen des Knotens finden wir diese Schnitte durch die Leitbündelchen, welche aus dem Niederblatte eintraten, in der Rinde und sehen sie zuletzt, in den untersten Schnitten durch den Knoten, tief in den Leitbündelcylinder eindringen, die Cylinderscheide, welche hier meist einschichtig, d. h. ohne mechanische Verstärkung ist, durchbrechend. Sie setzen sich schließlich an Leitbündel des Leitbündelcylinders an.

Wir wollen weiter noch untersuchen, wie sich die Tracheenstränge der das Wasser aufnehmenden Wurzeln an die Tracheenstränge der Achse, welche das Wasser nach den Blättern leiten, vollzieht.

In unserem Präparate sehen wir außer den sehr dünnen Leitbündelchen der Blätter (den Blattspurbündeln) die höchst auffallenden Wurzellängsschnitte. Die Tracheenstränge der Wurzel setzen sich an die Tracheenstränge der Leitbündel des Leitbündelcylinders direkt an; die Endodermis der Wurzel schließt sich an die Cylinderscheide an, und die gelbe Epidermis der Wurzel reicht bis tief in das Rindengewebe hinein, fast bis an die Cylinderscheide heran, von dieser jedoch stets durch einige farblose Parenchymzellenschichten getrennt.

Wir wählen einen Schnitt aus der Serie aus, welcher die beschriebenen Verhältnisse möglichst klar zeigt, legen ihn mittels der Nadel auf einen anderen Objektträger, in ein Gemisch von Glycerin und Anilinsulfat und zeichnen nach dem Präparate den Anschluß der erwähnten Zellschichten in schematischer Weise, nach dem Vorbild der Figur 6. Wir sehen uns dabei mit Objektiv V den Anschluß der verschiedenen Zellschichten aneinander genauer an und beachten auch dabei, daß die Wurzel

seitlich ganz frei in der Rinde liegt, seitlich nicht mit dem Rindengewebe verwachsen ist. Die Epidermis der Wurzel ist an der Basis der Wurzel oft farblos, nicht verkorkt; die gelbe, verkorkte Zellschicht, welche die auffällige Außengrenze der Wurzel bildet, ist dann die Hypodermis der Wurzel. Weiter nach außen zu besteht die gelbe Schicht meist aus der verkorkten Epidermis und der verkorkten Hypodermis.

Die Ausläufer von *Convallaria* besitzen den typischen Bau der Monokotyledonenrhizome; sie sind Speicherorgane, an deren Biegefestigkeit keine besonderen Ansprüche gestellt werden, und finden wir deshalb die sklerenchymatischen Elemente in geringer Anzahl entwickelt und nicht besonders auffällig nach der Peripherie hingedrängt. Mit der Wurzel teilt das Rhizom den Besitz einer Endodermiszellscheide.

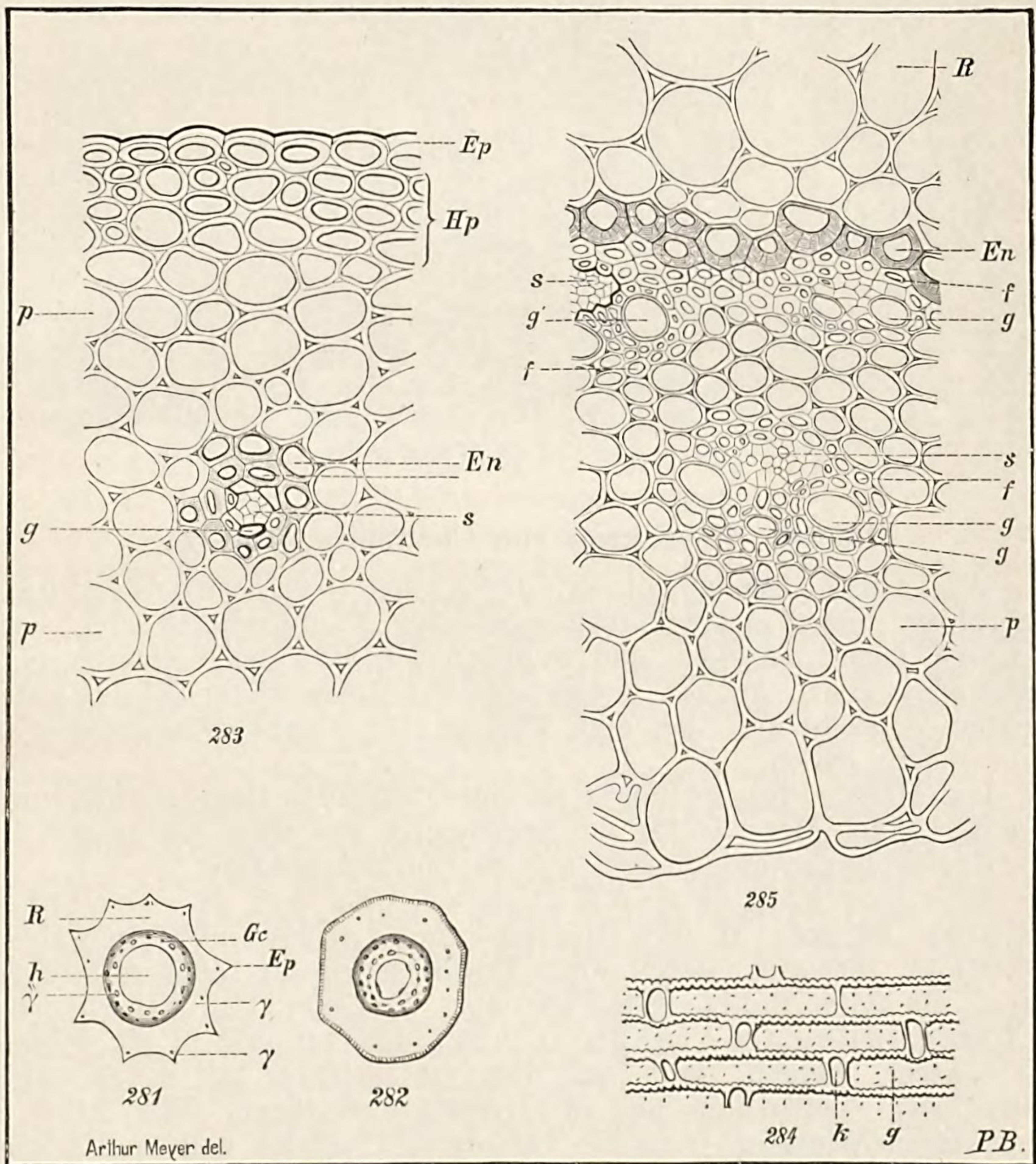


Fig. 7. Rhizom von *Triticum repens* L. 281 Querschnittfläche von *Rhizoma graminis*. 282 Querschnittfläche der im Wasser gequollenen Droge. 283 Querschnitt durch die Rinde. 284 Epidermis. 285 Leitbündelcylinder. Es bedeuten überall: *Ep* Epidermis, *Hp* Hypodermis, *En* aus Endodermiszellen bestehende Scheiden, *R* Rinde, *Gc* Leitbündelcylinder, *p* Parenchym, *s* Siebröhre, *g* Gefäß, *f* Sklerenchymfaser, *k* kurze Epidermiszelle, *γ* Leitbündel; in Fig. 7 284 steht einmal *g* für lange Epidermiszelle. Aus ARTHUR MEYER, Wissenschaftliche Drogenkunde.

Triticum repens L.

Diejenigen Praktikanten, welche in der Arbeit vorausgeeilt sind, können an der oberirdischen Achse von *Triticum repens* L. den Bau der auf Biegungsfestigkeit hin gebauten Monokotyledonenachse studieren. Der Querschnitt dieser Achse zeigt keine Sonderung der Gewebmassen in Rinde und Leitbündelcylinder. An die Epidermis schließt sich sofort ein hypodermatisches Sklerenchymgewebe (Stereom) an, in welches kleine kollaterale Leitbündel eingelagert sind (d. h. solche, bei denen der Siebstrang neben dem Tracheenstrang liegt), deren Tracheenstrang dem Centrum des Querschnittes zugekehrt ist. Dem peripheren Sklerenchymcylinder, welcher die Biegungsfestigkeit der Achse erhöht, schließt sich eine Reihe von Leitbündeln dicht an. Alle Leitbündel sind geschlossen, d. h. sie besitzen zwischen Siebstrang und Tracheenstrang keine Meristemzone wie die offenen Leitbündel der Dikotyledonen. Das centrale Parenchym der Achse ist abgestorben.

Einen lehrreichen Uebergang zwischen dem normalen Baue oberirdischer und unterirdischer Monokotyledonenachsen bilden die Ausläufer der Quecke (*Triticum repens*). An die Epidermis (Fig. 7 *Ep*) schließt sich eine sklerenchymatische Hypodermis an. Das Rindenparenchym ist gut entwickelt und durch eine Cylinderscheide vom Leitbündelcylinder getrennt. Der Cylinderscheide liegt eine sehr starke Schicht von Sklerenchymfasern an, zu welcher die Leitbündel in demselben Verhältnisse stehen wie die Leitbündel der oberirdischen Achse zu der hypodermalen Sklerenchymlage. Die Mitte des Leitbündelcylinders ist auch hier hohl. In der Rinde verlaufen sehr kleine Leitbündelchen (*En, s, g*, Fig. 7 283), auf deren Bedeutung hier nicht einzugehen ist. Die Vergleichung des mikroskopischen Bildes mit der Fig. 7 wird die Orientierung sehr erleichtern.

16. Die Siebröhren von *Cucurbita Pepo* L.

Wir wollen uns an dieser, durch ihre besonders großen Siebröhren und Tracheen ausgezeichneten Kletterpflanze die Siebröhren genau ansehen und zugleich den Bau des Siebtheiles eines Leitbündels genau kennen lernen, den wir bisher weder bei den untersuchten Wurzeln noch bei dem Rhizom von *Convallaria* genauer ins Auge gefaßt haben.

Das Material für die zuerst zu untersuchenden Querschnitte wurde ungefähr einen Meter unter der Sproßspitze von einer kräftigen Achse der Kürbispflanze entnommen und in Spiritus gehärtet.

Wir betrachten das Material, ehe wir es schneiden. Die Achse ist hohl; in ihre Höhlung ragen Leisten hinein, in welchen Leitbündel verlaufen, deren weite Tracheen wir oft schon mit bloßen Augen als kleine Punkte sehen können. Wir stellen einen möglichst dünnen Querschnitt her, den wir erst in ein Uhrglas mit Wasser bringen, dann auf dem Objektträger mit etwas Anilinhydrochlorat befeuchten und in Glycerin übertragen. Wir färben so die Sklerenchymfasern und die verholzten Tracheen gelb und können uns leichter im Schnitte orientieren, den wir zuerst mit dem Objektiv II untersuchen.

Wir sehen leicht, was außen und innen am Schnitte ist, wenn wir den gelben, an der Außenseite des Schnittes, der Epidermis genähert liegenden Ring von Sklerenchym beachten. Wir können leicht feststellen, daß im Querschnitte 10 Leitbündel liegen, 5 kleinere mehr

außen, 5 größere nach innen zu¹⁾). Wir stellen dann eine der nach innen zu vorragenden Leisten ein, in denen je eins der größeren Leitbündel liegt. In einem solchen Leitbündel fallen uns zuerst zwei sehr große, gelb gefärbte Tracheen auf und dann noch mehrere kleine, welche alle im Holzteile des Leitbündels liegen. Direkt außerhalb der beiden großen Tracheen, also in der Richtung nach dem Sklerenchymring zu, liegt ein zartes Gewebe in Reihen geordneter dünnwandiger Zellen; es ist das Meristem dieses offenen Leitbündels, von dem wir später genauer reden werden. An dieses Meristem grenzt nach außen zu ein Gewebe, in dem relativ weite, rundliche Zellen auffallen; es ist dieses der äußere Siebteil des Leitbündels, in dem die „Siebröhren“ die erwähnten größeren Zellen von rundem Querschnitte sind.

Wir stellen jetzt die innere Grenze des Tracheenteiles ein, die der hohlen Mitte der Achse zugekehrte Stelle des gelbgefärbten Tracheenteiles des Leitbündels, an welcher die ältesten und kleinsten Tracheen liegen. Dieser Teil ist von einer Schicht kleinzelligen Parenchyms umgeben, an welches sich direkt noch ein zweiter Siebteil des Leitbündels anschließt, welcher also der Spitze des Leistenquerschnittes, der in die Höhlung der Achse hineinragt, am nächsten liegt, und als innerer Siebteil bezeichnet werden kann. Auch dieser Siebteil ist durch die runden, relativ großen Querschnitte der farblosen Siebröhren charakterisiert. Das Bündel, welches wir betrachtet haben, ist als ein bikollaterales zu bezeichnen, weil es zwei Siebteile, einen normalen äußeren und einen inneren besitzt.

Wir gehen nun zur genauen Betrachtung des äußeren Siebteiles dieses Leitbündels über. Wir mustern die relativ weiten Siebröhrenquerschnitte genau, um zuerst eine Querwand eines Siebröhrengliedes, eine Zwischenwand der Siebröhre, aufzufinden. Eine solche Zwischenwand erscheint uns, wenn sie günstig liegt, wie ein Sieb mit zahlreichen, oft etwa 100 Löchern, welche drei- bis fünfeckig oder rundlich sein können. Die ganze Zwischenwand der Siebröhre ist hier perforiert, ist eine einzige Siebplatte, während bei anderen Pflanzen oft nur bestimmte Stellen der Zwischenwand perforiert sind, also dann mehrere Siebplatten auf einer Zwischenwand vorhanden sein können.

Wir beobachten ferner die Siebröhrenquerschnitte, in denen wir keine Siebplatte auffinden konnten. In den dem Meristem, also auch den Tracheen, nächsten Siebröhren, die so getroffen sind, daß man die Zwischenwand nicht sieht, erkennt man oft einen schlauchförmigen Inhalt, der aus dem Cytoplasmabelag des Siebröhrengliedes und in diesen eingelagerten Schleimmassen besteht. In weiter nach außen zu liegenden Siebröhren sieht man oft verschieden gestaltete Schleimmassen liegen, welche durch Kontraktion des schleimigen Vakuoleninhaltes der Siebröhre von Cucurbita durch Alkohol entstanden. Wir wenden unser Augenmerk ferner auf die kleinen, mit Protoplasma dicht gefüllten, oft dreieckigen oder sichelförmigen, den Siebröhren dicht anliegenden Zellchen, welche die Siebröhren stets begleiten und aus derselben Meristemzelle entstanden sind wie die Siebröhre, der sie anliegen. Man nennt diese Zellen

1) Der Gefäßbündelverlauf von Cucurbita ist anormal; siehe dazu DE BARY, S. 259.

„Geleitzellen“. Sie sind sehr cytoplasmareich und enthalten einen großen Zellkern und auch Chromatophoren. Alle anderen Zellen, welche noch zwischen den Siebröhren mit ihren Geleitzellen liegen, sind Parenchymzellen. Sie können, soweit sie als direkte Begleiter der beiden Elemente auftreten, als „Siebstrangparenchym“ (Siebparenchym) bezeichnet werden. Das Siebstrangparenchym ist intercellularraumfrei. Untersuchen wir das kleinzelligere Gewebe des Siebteiles, welches noch weiter von dem Meristem entfernt liegt und die ältesten und kleinsten Siebröhren des Leitbündels enthält, so können wir dort auch noch Geleitzellen und Siebröhren erkennen, deren Siebplatten aber häufig durch Kallosemassen unkenntlich gemacht sind. Setzen wir einen Tropfen Safraninlösung zu dem Präparate, nachdem wir das Deckglas entfernt haben, lassen wir das Präparat darin 5 Minuten liegen, und übertragen wir es dann auf einen anderen Objektträger in reines Glycerin, so können wir die Geleitzellen an ihrem relativ dunkel gefärbten Inhalte besser erkennen, ebenso die rötlich gefärbte Siebplatten.

Wir zeichnen eine Siebplatte und einen Siebröhrenquerschnitt mit angrenzenden Geleitzellen sorgfältig.

Zur Herstellung von Längsschnitten benutzen wir nicht das bisher angewandte Material, sondern „abgebrühtes“ Material, welches so erhalten wurde, daß unverletzte Zweige der Pflanze, 1 m unter der Spitze, 5 Minuten in siedendes Wasser eingetaucht wurden, dann nach der Tötung erst abgeschnitten und in Alkohol gehärtet wurden. In diesem Materiale sind die Siebröhren in ihrem natürlichen Zustande fixiert, während beim Abschneiden lebenden Materiales ein Herauspressen des Inhaltes der Siebröhren nach der Schnittfläche zu stattfindet und damit auch eine Verlagerung und teilweise Zerstörung desselben.

Wir stellen nun einen Längsschnitt durch einen Siebteil dieses Materiales genau in folgender Weise her. Wir schneiden einen Längsstreifen durch zwei rechts und links dicht neben einer Leiste geführte Schnitte aus der Achse heraus und legen diesen etwa 0,5 cm langen Streifen quer so zwischen Holundermark, daß die von dem Streifen herzustellenden Längsschnitte das in dieser Leiste verlaufende Leitbündel median treffen, also zugleich Siebstrang und Tracheenstrang in sich aufnehmen. Wir stellen dann möglichst dünne Längsschnitte her, färben sie mit Safranin und legen sie in Glycerin.

Haben wir Tracheen getroffen, so können wir uns leicht darüber orientieren, wo der große Siebteil liegt, der von den Tracheen nur durch das Meristem getrennt ist. Haben wir eine der zwei ungeheuer weiten, kurzgliedrigen Tracheen des Leitbündels der Länge nach durchschnitten, so erkennen wir sie leicht an ihren Hoftüpfeln mit quer gestrecktem Spalte und dem sie begleitenden kurzzelligen Parenchyme. Aehnliche kleinere Tracheen, mit ebenfalls sehr kurzen Gliedern und Spiraltracheen sowie Ringtracheen können auch im Schnitte vorkommen.

Wir suchen nach den Siebröhren und den Geleitzellen, auf deren Betrachtung es jetzt allein ankommt. Wir werden sie in der Nähe des Meristems des Bündels leicht entdecken. Sie enthalten meist einen sehr feinkörnigen trüben Inhalt, keinen Zellkern; ihre Zwischenwände stehen teilweise ein wenig schräg

und sind an ihrem Siebbau leicht zu erkennen. Gewöhnlich ist die sonst gleichmäßig cylindrische Siebröhre da, wo die Zwischenwand sitzt, etwas erweitert. Wir untersuchen die Siebplatten und erkennen, wenn wir eine derselben gut getroffen haben, die Durchschnitte der Maschen der Siebplatte leicht. An völlig ausgebildeten, in Thätigkeit befindlichen Siebröhren ist eine solche Cellulosemasche noch von einem dünnen, helleren Kallusbelag umhüllt und auf beiden Seiten oft von einem dünnen Schleimbelag bedeckt. Den Cytoplasmabelag der Wände kann man, wenn man sehr genau zusieht, oft als eine äußerst zarte, etwas dunkler gefärbte Linie, welche die Wand überzieht, erkennen. Wir wenden unsere Aufmerksamkeit auch den kleineren, an der äußeren Grenze des Siebteiles liegenden Siebröhren zu, deren Siebplatte meist auf jeder Seite mit einem kaum gefärbten, stark lichtbrechenden Kallosebelag belegt ist. Es erscheinen diese beiden Beläge zusammen als helle, große Propfen in der Siebröhre, und nur mit Mühe erkennt man in diesen Propfen eine mittlere, zarte Querlinie, die Siebplatte, hier und da auch noch den Poren der Siebplatten entsprechende Längsstreifen im Kallus. Die Kallose schließt die Poren der nicht mehr funktionierenden Siebröhren.

Die Geleitzellen müssen wir an den Längswänden der weiten Siebröhrenglieder suchen. Sie liegen dort als kurze Reihen dünnwandiger, mit einem großem Zellkerne und relativ viel Cytoplasma versehener Zellen. Die Endzellen dieser Reihen sind an ihrem einen Ende zugespitzt; die Länge der Geleitzellen beträgt den vierten oder fünften Teil eines Siebröhrengliedes.

Außer diesen Geleitzellen finden wir im Siebteile des Bündels noch langgestreckte, dünnwandige Parenchymzellen.

Wir zeichnen ein Siebröhrenglied mit seinen beiden Querwänden, an dessen Längswand wir anliegende Geleitzellen fanden, und diese.

Abbildungen der Siebröhren findet man DE BARY, S. 181 und 182, STRASBURGER, Lehrbuch, S. 73, HABERLANDT, S. 285, MEYER, Bd. I, S. 77.

17. Das Kollenchym von Cucurbita.

Betrachten wir einen dünnen Querschnitt durch den äußeren Teil der ungebrühten Achse von Cucurbita, den wir zuerst in Wasser, dann in Glycerin gelegt haben, mit Objektiv II, so erkennen wir zwischen der Epidermis und dem äußeren Sklerenchymringe, an ihrem hellen Glanze, die Querschnitte der Kollenchymstränge.

Die faserförmigen Kollenchymelemente zeigen uns bei Betrachtung mit Objektiv V im Querschnitte den in Fig. 8 dargestellten Bau. Wir sehen, daß die hellglänzenden Wände der Zellen da besonders stark verdickt sind, wo sie zu 3—4 aneinander stoßen (*e*), in den Ecken der Zellen, während die Mitte der Zellwand (*d*) dünn bleibt. Auffallend sind die mittleren Lamellen der verdickten Stellen, die Zwickel (*e*), durch ihren starken Glanz. Interzellularräume finden sich in diesen Kollenchymsträngen nicht (in den mancher anderen Pflanze kommen sie vor). Die Lamellen, welche um die Zwickel herumliegen und die Verdickung der Wand in den Ecken besonders bewirken, treten hier und da in Form von deutlicher Schichtung hervor.

Im Lumen der Zellen (*i*) finden wir einen Cytoplasmaschlauch mit Zellkern (*z*) und Chromatophoren (*c*).

Wenn man einen flachen Tangentialschnitt von der Peripherie der Achse herstellt, der nur die Epidermiszellen und die darunter liegenden Kollenchymfasern in sich aufnimmt, und den Schnitt dann mit der Epidermis nach unten auf den Objektträger legt, so erkennt man, daß die Kollenchymfasern langgestreckte, spitz endigende Zellen

sind, deren Wand auf ihrer ganzen Längsausdehnung mit den den Ecken der Zellen entsprechenden Verdickungsleisten versehen sind, daß jedoch diese langen Elemente durch zarte Querwände gleichsam

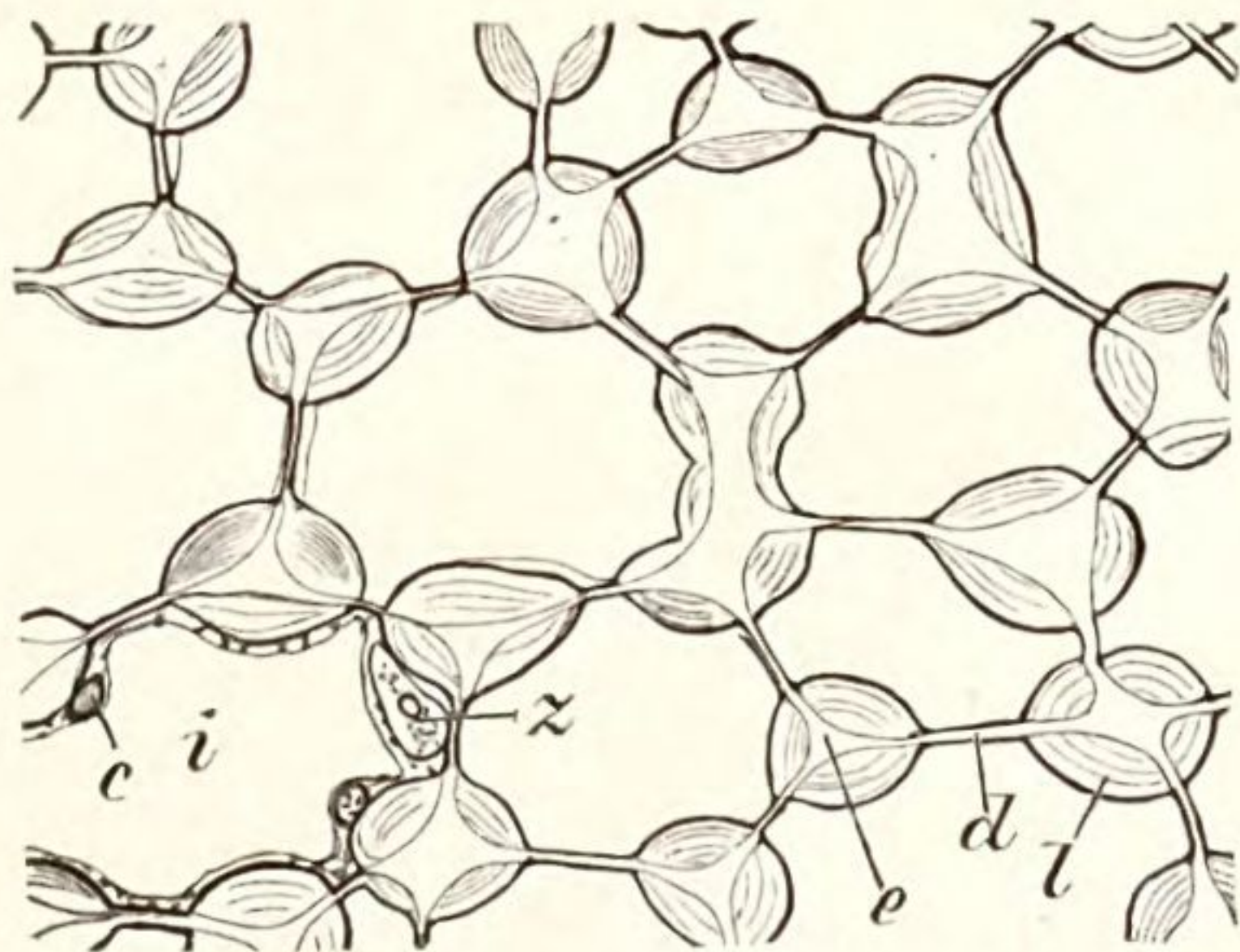


Fig. 8. Querschnitt durch das Kollenchym von *Cucurbita Pepo*. *i* Vakuole der Zelle; *z* Zellkern der Zelle; *c* ein Chromatophor der Zelle; *e* Zwickel der mittleren Lamelle; *d* dünne Wandstelle; *l* Verdickungsleiste.

gefächert sind. Besser erkennt man diese „gekammerten“, spitz endigenden Elemente, die eigentlich Zellreihen sind, jedoch eine physiologische Einheit vorstellen, wenn man den Schnitt mit etwas Kalilauge auf dem Objektträger erwärmt und ihn dann zerzupft. Die voneinander getrennten Kollenchymfasern zeigen die Leisten der Wände und die Querwände jetzt klar. Wäscht man das Präparat mit Essigsäure, und setzt man dann Jodjodkalium hinzu, so färben sich die Wände blau.

Läßt man auf den Querschnitt Chlorzinkjod einwirken, so sieht man, daß sich die stark quellende Zellwand tief blau färbt, am leichtesten die äußeren Lamellen der verdickten Stellen. Die Kollenchymelemente, von denen wir ein Beispiel hier kennen gelernt haben, dienen im allgemeinen zur Festigung von im Wachstum begriffenen Geweben. Es sind gegenüber den starren Sklerenchymelementen wachstumsfähige und teilungsfähige Zellen mit vollkommen gut ausgebildeten Protoplasten, deren Unterschied von den Parenchymelementen in der eigentümlichen Wandstruktur liegt. Bezüglich dieser habe ich noch nachzutragen, daß die dünnen Wandstellen bei den meisten Kollenchymfasern mit längsgestreckten Tüpfeln besetzt sind.

DE BARY (Bd. I, S. 127) braucht den Ausdruck Kollenchymzellen für alle Kollenchymelemente; HABERLANDT (S. 101) thut das gleiche, unterscheidet aber prosenchymatische und parenchymatische Kollenchymzellen. Wir wollen, da es sich bei den Kollenchymelementen wesentlich wie bei den Sklerenchymelementen verhält, wo es faserförmige (die Sklerenchymfasern) und kurze Elemente (die Steinzellen) giebt, die gestreckten Elemente Kollenchymfasern nennen, die hier vorliegenden „gekammerte“ (DE BARY, S. 126) Kollenchymfasern, die kurzen, Kollenchymzellen. Der Ausdruck Kollenchym ist ursprünglich von LINK für die Pollenmutterzellen mit ihren gallertartigen Membranen vorgeschlagen, von SCHLEIDEN auf die nicht gerade typischen Kollenchymzellen der Kakteen übertragen worden. Es giebt dann Uebergänge zu den Parenchymzellen, die man kollenchymatische Zellen nennen kann.

18. Der primäre Bau der Achse der Dikotyledonen.

Als Objekt verwenden wir die Internodien der frischen oder in Alkohol gehärteten Ausläufer von *Ranunculus repens* L. Die in Deutschland gemeine Pflanze wird auch, mit gefüllten Blüten, oft in Gärten gezogen. Man kann die Ausläufer im Herbst sammeln; sie kriechen auf dem Boden hin und erzeugen in den Achseln der Laubblätter Knospen, welche im Herbst zu Kurztrieben auswachsen, während sie gleichzeitig an den Knoten Wurzeln ausbilden. Die langen Internodien der Ausläufer, welche wir untersuchen wollen, behalten stets primären Bau, während die Achsen der Kurztriebe sich sekundär verdicken.

Wir stellen einen Querschnitt durch die Mitte eines Internodiums des Ausläufers her und untersuchen denselben in Glycerinwasser. Unter der mit ziemlich gleichmäßig verdickten Zellwänden versehenen Epidermis liegt direkt ein intercellularraumreiches, chlorophyllhaltiges Rindenparenchym. In dasselbe eingelagert finden sich 6—8 kollaterale, offene Leitbündel, deren Siebteil in normaler Weise nach außen gekehrt ist; sie sind in einen Kreis gestellt und bilden den „Gefäßbündelring“ oder „Gefäßbündelkreis“. Das Centrum der Achse wird von einem großen Intercellularraum eingenommen, welcher durch Zerstörung des centralen Parenchyms entstanden ist.

Jedes der kollateralen Leitbündel (Fig. 9) besitzt einen Tracheenteil, in welchem 7—10 große Tracheen (*t*) neben einigen kleinen und einer Anzahl von Strangparenchymzellen (*p*) zu erkennen sind. In dem Siebteile sind die weiteren Elemente (*s*) die Siebröhren, die dazwischen liegenden (*g*) Geleitzellen; in der Peripherie liegen einige Strangparenchymzellen. Charakterisiert wird das offene Leitbündel (wie alle Leitbündel der Dikotyledonen) durch die zwischen Siebteil und Tracheenteil liegende Meristemzone, die Reihen zarter, gleichmäßiger Zellen, auf welche wir unser besonderes Augenmerk richten.

An den Siebstrang ist außen ein rinnenförmig gebogener Strang von Sklerenchymfasern (*a*) angelagert, welche zur Erhöhung der Zugfestigkeit der Organe dienen, stark verdickte und meist schräg-spaltenförmig getüpfelte Wände besitzen. Der Sklerenchymstrang dient hier besonders auch zum Schutze des Leitbündels. Ein ähnlicher Sklerenchymstrang (*i*) liegt an der Innenseite des Leitbündels. Zwischen den beiden Strängen bleiben hie und da (z. B. bei *p*) unverdickte Zellen (Durchlaßzellen) erhalten, welche den Aus- und Eintritt der Nährstoffe in die Leitbündel erleichtern. Die den Sklerenchymsträngen direkt angrenzenden Parenchymzellen sind häufig besonders reich an Stärke.

Man bezeichnet die äußere Region der Achse bis zu der Außengrenze der Leitbündel als „Außenrinde¹⁾“, die Region bis zur Meristemschicht als „primäre Rinde“ (Bastzone, Bastring, Innenrinde), die übrige Ringzone, welche den Tracheenstrang aufnimmt, als „primäres Holz“.

Die Stelle „des Markes“ der Achse des innerhalb der inneren Leitbündelgrenze beginnenden Parenchymcylinders nimmt größtenteils ein Hohlraum ein. Die zwischen den Leitbündeln liegenden Paren-

1) Siehe hierzu DE BARY (Anatomie), S. 246 und S. 332.

chymmassen heißen „primäre Markstrahlen“. Wir zeichnen ein Schema (ähnlich wie Fig. 6) des primären Achsenbaues und tragen die Bezeichnung der verschiedenen Regionen ein. Wir stellen uns einen Längsschnitt durch das Leitbündel her. Wir schneiden ein Stückchen der Achse von etwa 0,5 cm Länge ab, schneiden den Hohlzylinder, welchen das Organ vorstellt, einseitig auf, breiten den seitlich aufgeschnittenen Cylinder aus und legen den Streifen quer zwischen Hollundermark. So treffen wir beim Schneiden die Leitbündel alle nach und nach in der Längsrichtung. Wir suchen einen Längsschnitt aus, welcher die vom Querschnitte des Leitbündels her bekannten Elemente im Längsschnitte zeigt. Die innere Seite des Leitbündels erkennen wir leicht an dem Vorhandensein der gezerzten Erstlingstracheen und der ihnen nahe liegenden Spiral-

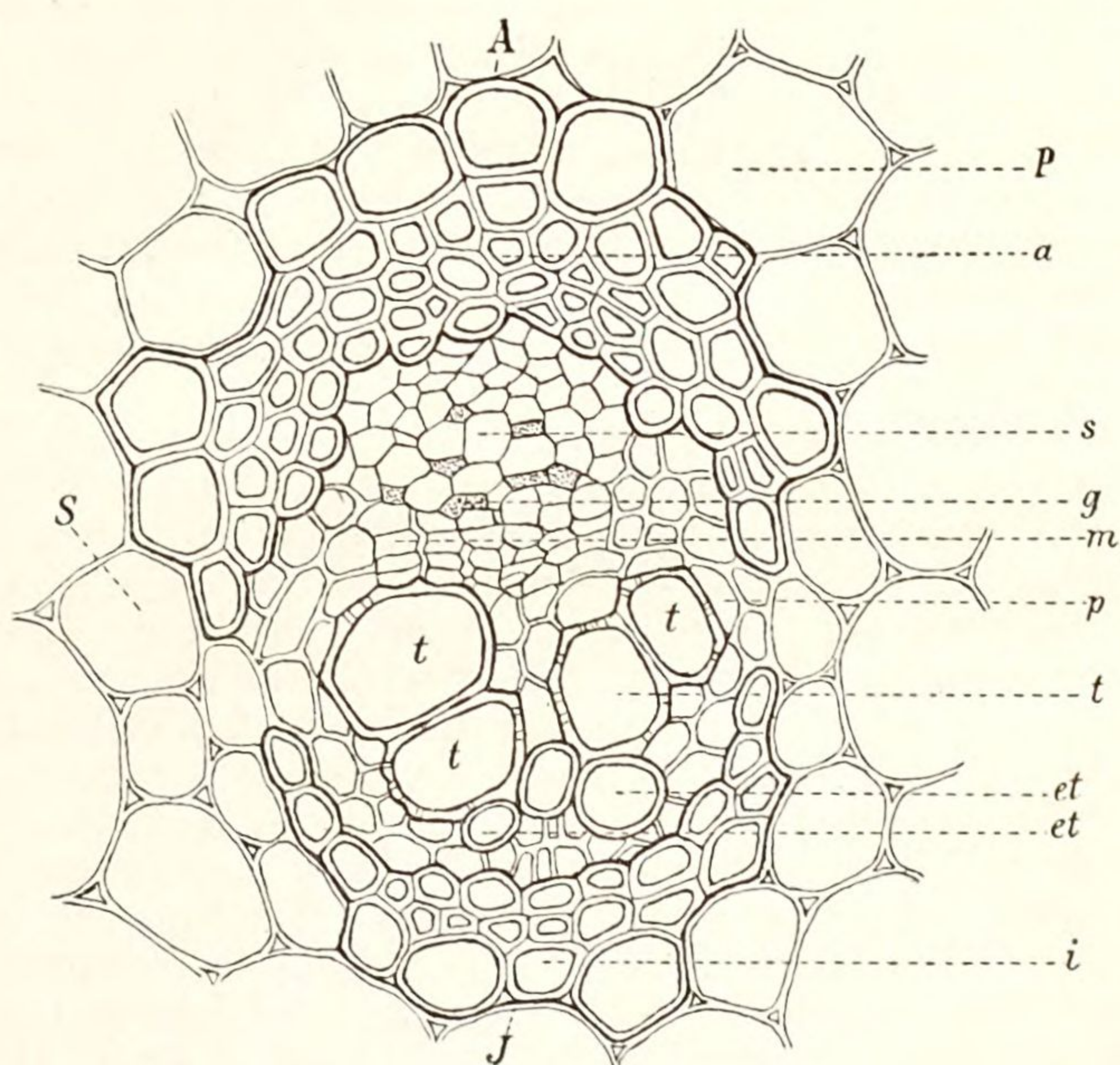


Fig. 9. Querschnitt eines kollateralen Leitbündels aus einem Ausläufer von *Ranunculus repens*. *P* das das Leitbündel umgebende Parenchym der Achse; *et* Erstlingstracheen; *t* jüngere Tracheen des Tracheenstranges; *s* Siebröhren; *g* Geleitzellen der Siebröhren des Siebstranges; *p* das Strangparenchym des Leitbündels; *m* Meristemzone des Leitbündels; *i* innerer Sklerenchymstrang des Leitbündels; *a* äußerer Sklerenchymstrang des Leitbündels. Eine Strangscheide besitzt das Bündel nicht; *I* Innenrand (Innenseite), *A* Außenrand (Außenseite), *S* Seitenrand (Flanken) des Bündels.

gefäße (Schraubentracheen). Von innen nach außen zu folgen dann im Tracheenstrange Gefäße mit quer gestreckten Tüpfeln und schließlich solche mit kürzeren, behöften Tüpfeln. Auch einzelne Tracheiden, also Tracheen, deren Querwände nicht durchbrochen sind und hier nur Hoftüpfeln tragen, finden sich im Tracheenstrange. Wir suchen einen rein radialen Längsschnitt unter unseren Schnitten aus, in welchem der Siebstrang gut

getroffen ist, und versuchen, ob wir die Siebröhren auffinden können. Diese erkennen wir an den relativ dicken Zwischenwänden, welche infolge des Vorhandenseins relativ kräftiger Perforationen fein gestrichelt erscheinen. Färbt man den Schnitt mit Methylenblausafranin und legt man ihn dann in konzentriertes Glycerin, so treten die Perforationen deutlicher an den Zwischenwänden der rot gefärbten Siebröhren hervor. Auch die rot gefärbten zarten Geleitzellen, welche Längsreihen bilden, erkennt man bei sehr sorgfältigem Nachsehen. Sklerenchymelemente und Tracheen werden durch die Farbstofflösung blau gefärbt.

Den Bau der Elemente des äußeren, dem Siebstrange angrenzenden Sklerenchymstranges können wir nicht leicht völlig klar legen, da diese Zellen lang sind und uns deshalb nur selten eine völlig längsdurchschnittene Zelle zu Gesicht kommen wird. Wir erkennen jedoch, daß die Querwände meist schräg stehen, und daß die gleichmäßig dicken Längswände schrägstehende Spaltentüpfelchen zeigen. Ähnlich verhalten sich die Elemente des inneren Sklerenchymstranges, nur sind die Querwände häufig rechtwinkelig den Seitenwänden angesetzt.

Um uns über den Bau der Sklerenchymfasern Klarheit zu verschaffen, greifen wir zu SCHULZE's Macerationsverfahren, durch welches wir imstande sind, die Elemente zu isolieren. In einem Zimmer, in welchem keine Instrumente stehen, welche unter den Chlordämpfen Schaden leiden könnten, bringen wir in ein Reagensglas ungefähr 5 ccm Salpetersäure und legen in dieselbe 5—10 mm lange Stücke der Ausläufer, dann setzen wir einige kleine Körnchen Kaliumchlorat zu und erwärmen das Reagensglas schwach über einer Flamme, bis Gasentwicklung eintritt. Wir erhalten die Gasentwicklung im Gange, bis die Leitbündel nur noch als zarte Fädchen übrig sind, das Parenchym oxydiert ist. Wir gießen dann den Inhalt des Reagensglases in eine größere Schale mit Wasser aus, welches wir einmal wechseln, und fischen die Leitbündel mit dem Pinsel in ein Uhrglas mit Glycerinwasser. Jetzt sind, durch bevorzugte Lösung der Mittellamellen, alle Elemente leicht voneinander zu trennen.

Wir legen ein Stück des macerierten Leitbündels in Glycerinwasser auf den Objektträger und untersuchen, ohne ein Deckglas aufzulegen, mit Objektiv II. Wir erkennen an den Spiraltracheen die Innenseite des Leitbündels und lösen mit einer Nadel von der Außenseite des Bündels den Strang der Sklerenchymfasern los. Wir entfernen die Sklerenchymfasern ein wenig von den anderen Elementen, nachdem wir vorher einen Tropfen Safraninlösung zugegeben haben, um die Elemente deutlicher hervortreten zu lassen, und zerpupfen dann den Sklerenchymstrang vorsichtig mit der Nadel, ohne die Zellen zu verbiegen. Wir studieren und zeichnen eine ganze Sklerenchymfaser mit ihren Tüpfeln. Die Sklerenchymfasern sind nicht ganz typisch, da die typischen Formen schlanker zugespitzte Enden besitzen.

Man kann an dem macerierten Materiale gut die Zusammensetzung der Tracheen aus Gliedern, den ursprünglichen Einzelzellen, erkennen und findet auch Zellformen, welche Uebergänge zwischen Sklerenchymfasern und Parenchymzellen bilden.

Allgemeines über den primären Bau der Dikotyledonenachse.

Wie diese Achse, sind im Prinzip die Achsen der Dikotyledonen alle im primären Zustande gebaut, nur kommt häufig noch eine die innerste Schicht der Außenrinde bildende, geschlossene Schicht hinzu, welche hier fehlt, die man, wo sie vorhanden, als *Leitbündelcylinderscheide* oder *Cylinderscheide* bezeichnen darf. Sie besteht bei unterirdischen Achsen oft aus einer Lage von Endodermzellen, hat also dann genau den Bau einer Endodermis, und solche endodermisartige Cylinderscheiden können unter Umständen (z. B. bei *Viola tricolor*) bis in die oberirdischen Achsenteile hineinreichen. Gewöhnlich aber nehmen die Elemente der Cylinderscheiden der oberirdischen Achsenteile, oft auch der unterirdischen Achsenteile, parenchymatische Struktur an und erhalten die Fähigkeit, relativ reichlich Stärke zu speichern; dann bezeichnet man sie wohl als Stärkescheiden. In vielen Fällen beschränkt sich der primäre Bau der Achsen auf sehr jugendliche Zustände, in denen die Elemente der Achse noch nicht ihre definitive Ausbildung erhalten haben, und der sekundäre Zustand der Achse, den wir später besprechen, tritt sogleich mit der definitiven Ausbildung der Elemente und der Streckung der Internodien ein. So verhält es sich z. B. bei den Achsen der meisten Bäume und vielen anderen ausdauernden oberirdischen Achsen.

Internodien, welche lange den primären Bau zeigen, findet man außer bei einigen kletternden und windenden Pflanzen am besten bei einjährigen krautigen Gewächsen, z. B. bei *Viola tricolor* var. *arvensis*.

19. Allgemeines über die Leitbündel.

Wir haben in den vorhergehenden Uebungen eine Reihe verschiedenartiger Leitbündel kennen gelernt, und ich will nun hier in eine allgemeine kurze Erörterung über die Leitbündel eintreten und die wichtigsten der hierher gehörenden Begriffe erläutern.

Ein „vollständiges Leitbündel“ nennen wir ein aus einem oder mehreren Siebteilen und einem oder mehreren Tracheenteilen bestehendes Leitbündel. Es ist dieser Ausdruck gleichbedeutend mit dem Namen „Gefäßbündel“ DE BARY'S (Anatomie, S. 242, 328 und 417), den ich vorzüglich deshalb nicht gebrauchen möchte, weil er leicht zu Verwechslungen mit „Gefäßstrang“ führt (MEYER, Drogenkunde, I, S. 98). Statt „vollständiges Leitbündel“ werden wir meist kurz „**Leitbündel**“ sagen können, wenn wir nur festhalten, daß es auch unvollständige Leitbündel giebt, welche, wo sie erwähnt werden, dann besonders als „unvollständig“ bezeichnet werden müssen. HABERLANDT gebraucht außer dem Namen Gefäßbündel auch den Ausdruck „zusammengesetztes Leitbündel“. Das Gefäßbündel bedeutende Wort *Mestom* oder *Füllgewebe*, welches SCHWENDENER (Das mechanische Prinzip, Leipzig 1874, S. 18) für einen bestimmten Zweck anwandte, hat nur bei mechanischen Betrachtungen Berechtigung. Der Name *Fibro-vascularstrang* (NÄGELI, Beitr. I) deckt sich mit dem Begriffe Leitbündel nicht, weil zum Fibrovascularstrange auch die Sklerenchymstränge der Leitbündel gerechnet werden. Ein jeder „**Tracheenteil**“ des Leitbündels besteht stets auch aus Tracheen und mindestens so viel Parenchymzellen, daß alle nicht an Tracheenwände grenzenden Wände der Tracheen an die Wand einer Parenchymzelle grenzen, so daß alle Tracheen von einer intercellularraumfreien Parenchymscheide umschlossen sind. Es ist diese Umschließung notwendig, weil die Tracheen tot, ihre Wände für Wasser

leicht durchlässig sind. Wo diese Umschließung teilweise unterbleibt, wie in den Wasserspaltenapparaten, tritt Wasser aus den Tracheen aus. Der Ausdruck Tracheenteil, den ich in meinen Arbeiten stets angewandt habe, ist dem von DE BARY (Anatomie S. 330) gebrauchten Namen Gefäßteil nachgebildet, den ich nicht anwandte, weil der Tracheenteil auch aus Tracheiden bestehen kann. STRASBURGER gebraucht den Ausdruck Vasalteil; HABERLANDT sagt unnötigerweise Hadrom. NÄGELI's Bezeichnung Xylem bedeutet die Gesamtheit von Tracheenstrang und Sklerenchymbeleg. Das Parenchym des Tracheenteils nennt HABERLANDT Hadromparenchym (S. 300), STRASBURGER Vasalparenchym (Lehrbuch, S. 87).

Ein „Siebteil“ ist zusammengesetzt aus Siebröhren, Geleitzellen und Parenchym. Geleitzellen sind Zellen, welche reich an Cytoplasma sind, den Siebröhrengliedern direkt anliegen und mit den Siebröhrengliedern seitlich durch Siebplatten verbunden sind. Auch hier liegen an allen nicht an Geleitzellen oder Siebröhren angrenzenden Wänden der Siebröhren und Geleitzellen sich lückenlos anschließende Parenchymzellen.

Für das von DE BARY benutzte Wort Siebteil ist von STRASBURGER (Lehrbuch S. 86, Leitungsbahnen der Pflanzen) das Wort Kribralteil, von HABERLANDT der Ausdruck Leptom gebraucht worden, während Phloem von NÄGELI für Siebteil und Sklerenchym benutzt wurde. Der von WILHELM (1880) herrührende Ausdruck „Geleitzelle“ ist von allen deutschen Autoren beibehalten worden, während für das Parenchym des Siebteiles verschiedene Namen Anwendung fanden. Unter Kambiformzellen verstand NÄGELI den ganzen Siebteil; DE BARY (S. 338) gebrauchte, ehe die Geleitzellen entdeckt waren, denselben Namen für die Gesamtheit aller gestreckten Zellen des Siebteils, mit Ausnahme der Siebröhren. Nach dem Vorgange von WILHELM habe ich dann (Drogenkunde S. 77, Fig. 56) den Ausdruck „Kambiform“ auf die Parenchymzellen (inklusive der Nebenzellen FISCHER's) des Siebstranges übertragen. Vom historischen Standpunkte ist der Name Kambiform für die gestreckten Parenchymzellen des Siebteiles in der That vorzuziehen; vielleicht wäre es zweckmäßig, ihn für die gestreckten Parenchymzellen der Siebstränge anzuwenden, die markstrahlähnlichen Parenchymzellen großer Leitbündel allein als Siebteilparenchym zu bezeichnen.

STRASBURGER (Bau und Verrichtung der Leitungsbahnen, 1891) nennt die in Rede stehenden Kambiformzellen Kribralparenchym. Wir bezeichnen die Zellen wohl am besten als Siebstrang-, eventuell Siebteilparenchym oder kurz „Siebparenchym“.

Zu dem „Leitbündelparenchym“ im allgemeinen gehört auch das direkt unter der Endodermis der Wurzel liegende Parenchym, welches die Ausgangszellen für die Vegetationspunkte der Wurzelzweige liefert; dasselbe ist von DE BARY (S. 365) als „Perikambium“ bezeichnet worden.

In nicht seltenen Fällen sind die Leitbündel von einschichtigen physiologischen Scheiden umschlossen, die aus Endodermzellen oder Parenchymzellen bestehen und „Leitbündelscheiden“ genannt werden können. Solche Leitbündelscheiden sind z. B. die Endodermen der Wurzeln, die Scheiden von *Juncus articulatus* und die des Blattstielleitbündels von *Viola tricolor*. Da diese Scheiden wahrscheinlich für die Regulierung und Beschränkung des seitlichen Austausches zwischen dem Leitbündel und dessen Umgebung von Wichtigkeit ist, so würde man sie physiologisch auch mit zum Leitbündel rechnen dürfen; es ist also ebenso vom physiologischen wie vom histologischen Standpunkte aus

conventionell, ob man sie zum Leitbündel rechnen will oder nicht (siehe DE BARY, S. 416, HABERLANDT, S. 343), wir schließen uns aber, wie gesagt, darin HABERLANDT und DE BARY an, rechnen sie also nicht zum Leitbündel.

Wo eine solche Scheide vorhanden ist, schließen sich Sklerenchymstränge, welche ebenfalls als Begleiter der Leitbündel auftreten können, der Scheide außen dicht an. Das Sklerenchym begleitet in Form von mehr oder weniger rinnenförmigen Strängen die Siebteile oder die Tracheenteile außen oder umschließt beide als durch Parenchym unterbrochene, röhrenförmige Scheide und schützt die Elemente der Leitbündel mechanisch.

Die Leitbündel können auch unvollständig sein, d. h. es kann ihnen der Tracheenteil (z. B. die Siebstränge an der Innenseite des Kollenchyms der Achse von Cucurbita) oder der Siebteil (viele Endigungen der Nervenleitbündel der Blätter) fehlen, oder dieser kann bis auf die Geleitzellen reduziert werden (siehe dazu und über „Uebergangszellen“, STRASBURGER, Leitungsbahnen, S. 298).

Isolierte Tracheenteile und Siebteile bezeichnen wir zweckmäßigerweise als „Tracheenstränge“ und „Siebstränge“. HABERLANDT (S. 299) sagt Leptomstränge, STRASBURGER (Leitungsbahnen S. 292) Kribalstränge. Wir wollen diese Bezeichnung auch für in einem Leitbündel und in der sekundären Rinde und dem sekundären Holze relativ selbständig verlaufende, einfache Stränge vom Charakter eines selbständigen, einfachen Siebteiles oder Tracheenteiles verwenden, wie wir sie z. B. in den Siebteilen des radialen Leitbündels der Wurzeln kennen, oder wie sie in den Siebsträngen vorliegen, welche in der sekundären Rinde der Aconitknolle (Drogenkunde I, S. 227) oder in Holz und Rinde der Wurzel von Gentiana (Drogenkunde I, S. 281) verlaufen.

Die wichtigsten Formen des vollständigen Leitbündels sind 1) das radiale, 2) das konzentrische, 3) das kollaterale, 4) das bikollaterale Leitbündel.

Das „**radiale Leitbündel**“ (siehe DE BARY, S. 416) kommt in den Wurzeln vor. Wir lernten ein solches S. 21 für Iris kennen. Es besteht ein radiales Leitbündel zuerst aus zwei bis vielen Tracheenteilen (es ist di- bis polyarch oder zwei- bis vielstrahlig), welche ihre während der Streckung der Wurzel gebildeten Erstlinge der Endodermis zukehren, sich dieser stark nähern, sich event. in der Achse der Wurzel berühren können, meist aber dort an Parenchym- oder Sklerenchymelemente grenzen. Zwischen je zwei dieser Tracheenteile liegt je ein Siebteil (Siebstrang), welcher seine Erstlinge der Endodermis zukehrt. Von einander sind die Sieb- und Tracheenstränge der Wurzel durch Leitbündelparenchym getrennt. HABERLANDT (S. 304) bezeichnet die Tracheenstränge der Wurzel als Gefäßplatten, die Siebstränge als Leptombündel.

„**Konzentrische Leitbündel**“ sind solche, bei denen der Tracheenteil vom Siebteil oder letzterer von ersterem völlig eingeschlossen wird. Leitbündel, bei denen der strangförmige Siebteil von einem hohl-cylindrischen Tracheenteil umgeben ist (amphikribrale Leitbündel; STRASBURGER, Leitungsbahnen, S. 348), lernten wir in dem Rhizom von Convallaria kennen. Die Erstlinge des Tracheenstranges dieser Leitbündel liegen etwas entfernt außerhalb des Tracheenringes, der Mitte der Achse zugekehrt und sind die direkten Spuren der Leitbündel der winterlichen Niederblätter der Knospen. Ähnlich gebaute Leitbündel finden sich bei Rheum und Campanula. Leitbündel mit umgekehrter Orientierung der

Bündelteile (amphivasale Leitbündel STRASBURGER's) finden sich z. B. in der Achse der Aurikeln; dort liegen die Erstlinge des Tracheenteiles in der Mitte des Leitbündels.

In den „**kollateralen Leitbündeln**“ liegt ein Siebteil neben einem Tracheenteile; beide berühren sich mit mehr oder weniger breiter Fläche, wobei der Umriß des ganzen Bündels verschiedene Form besitzen kann. Die Erstlinge des Siebteiles und des Tracheenteiles des kollateralen Bündels liegen bei den Angiospermen von der Berührungsfläche beider Bündelteile am weitesten entfernt. Wie alle Leitbündel der Monokotyledonen, sind auch die kollateralen derselben „**geschlossene Leitbündel**“, d. h. es bleibt, nach definitiver Ausbildung des Leitbündels, keine Meristemzone vom Meristemzustande des Leitbündels her erhalten. In den kollateralen Leitbündeln der Dikotyledonen liegt an der Berührungsfläche beider Leitbündelteile eine noch aus dem Meristemzustande herrührende Meristemzone, weshalb man sie als „**offene Leitbündel**“ bezeichnet.

Der Siebteil und der Tracheenteil des geschlossenen und des offenen Leitbündels kann aus einem einzigen Sieb-, resp. Tracheenstrang bestehen, wie wir es bei *Ranunculus* fanden, der Bau dieser Teile kann aber auch komplizierter sein (siehe auch DE BARY, S. 335, 336, 337).

Als Beispiel eines kompliziert gebauten kollateralen Leitbündels kann uns das größte, mediane, des Stieles eines Blättchens des Rosenlaubblattes dienen.

Wenn wir einen Querschnitt des Stielchens mit Methylenblausafranin färben, so zeigt uns das in Rede stehende Leitbündel einen Tracheenteil, welcher wie ein ausgebreiteter Fächer aussieht, dessen unteres Ende der Oberseite des Blattstieles zugekehrt ist. Von einer rotbraun gefärbten, unverholzten Parenchymmasse laufen aus meist nur einer Reihe rotbraun gefärbter Zellen bestehende Strahlen aus, welche den ganzen Holzteil durchsetzen, und zwischen denen die bläulich gefärbten Tracheenreihen strahlig verlaufen. Die markstrahlähnlichen Zellreihen, „**die Bündelstrahlen**“ des Tracheenteiles, setzen sich auch in den Siebteil fort, durchsetzen denselben teilweise ganz, manchmal sogar die den Siebteil außen begleitenden Sklerenchymstränge.

Untersuchen wir den Tracheenteil des Bündels genauer, indem wir Längsschnitte herstellen, welche quer zur Mediane des Blattstieles verlaufen, so finden wir, daß die Bündelstrahlen des älteren Holzteiles aus dünnwandigen, sich mit Chlorzinkjod blau färbenden Zellen bestehen, die 10—20 mal länger als breit sind.

Im jüngeren Teile des Leitbündels, dicht an der Meristemzone, sind diese Parenchymzellen etwas kürzer, dickwandiger und oft verholzt und besitzen rundliche, unbehöftete Tüpfeln. Sie bilden im Längsschnitte Reihen von ungefähr 12 Zellen Höhe, die sich unten zuzuspitzen scheinen wie Markstrahlen des sekundären Holzes. Auch DE BARY (S. 336) giebt an, daß sich die Tracheenstränge an den Enden der Zellreihen solcher Bündel berühren.

In dem Siebteile des Leitbündels findet man Längsreihen nur doppelt so langer wie breiter Zellen, welche Oxalat in Drusen oder Einzelkrystallen führen und sich in Reihen langgestreckter, oxalatfreier Parenchymzellen fortsetzen. Diese liegen meist den Siebsträngen dicht an, also zwischen den Bündelstrahlen, welche hier aus Zellen bestehen, die 4—8 mal länger als breit sind. Den Bau der Siebstränge erkennt man am besten an Schnitten, die kurze Zeit in Chlorzinkjod lagen, es treten dann, wie Fig. 11 zeigt, die Siebröhren dunkelblau gefärbt hervor. Neben jeder Siebröhre

(s. Fig. 10) sieht man eine Geleitzelle (*g*) liegen, die übrigens so lang wie das Siebröhrenglied ist. Dem hauptsächlich aus Siebröhren und Geleitzellen bestehenden Siebstrange hat man noch die Parenchymzellen (*P*) zuzurechnen, die ihn direkt begleiten und zugleich die tangentielle Verbindung zwischen den Bündelstrahlen (*B*) herstellen.

Das Charakteristische dieser großen Leitbündel, wie sie ähnlich z. B. auch in den Malvaceenblattstielen vorkommen, ist also das Vorhandensein hoher Bündelstrahlen, welche den Tracheen- und Siebteil kontinuierlich durchziehen und mehrere Tracheenstränge und Siebstränge morphologisch trennen.

Fig. 10.

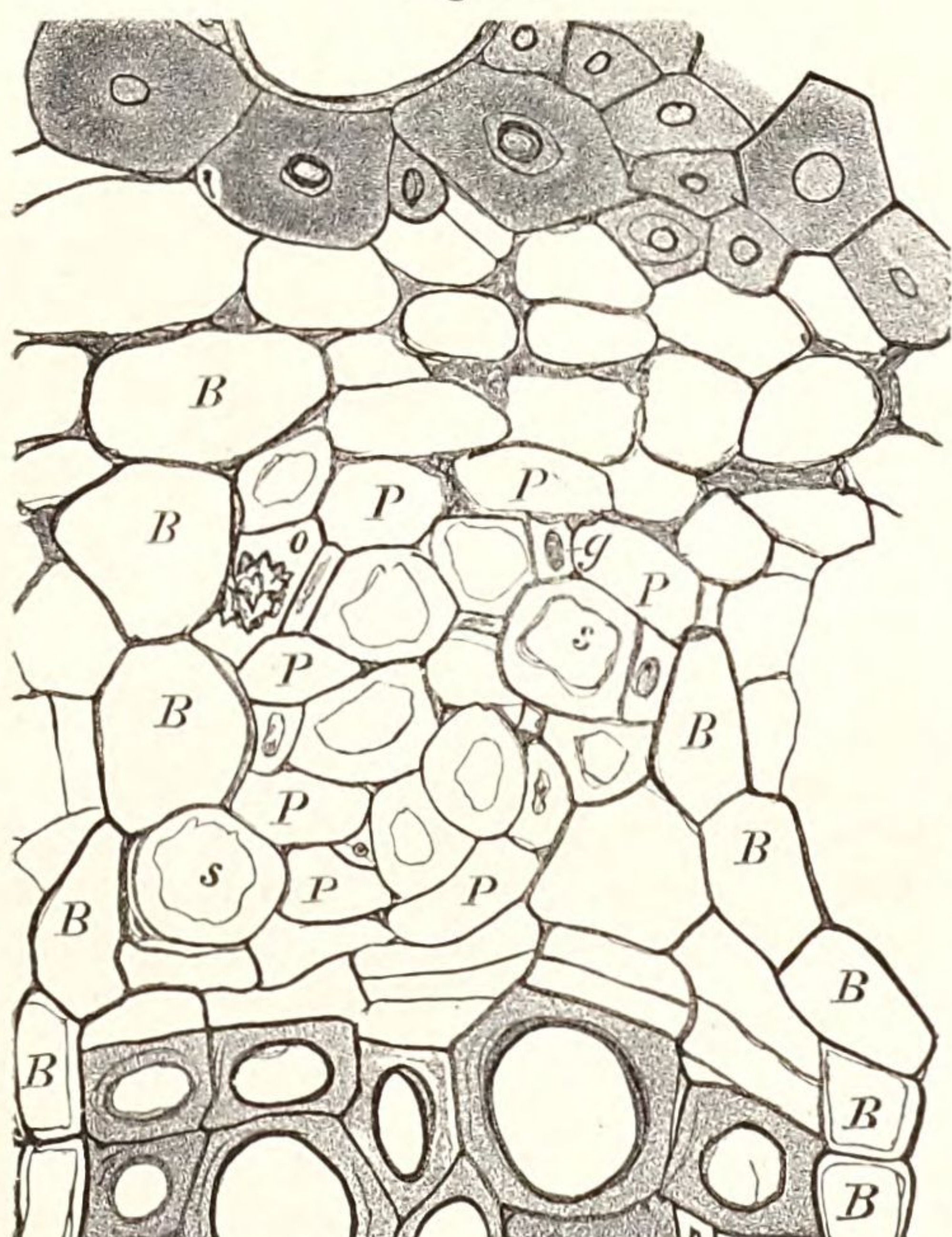


Fig. 11.

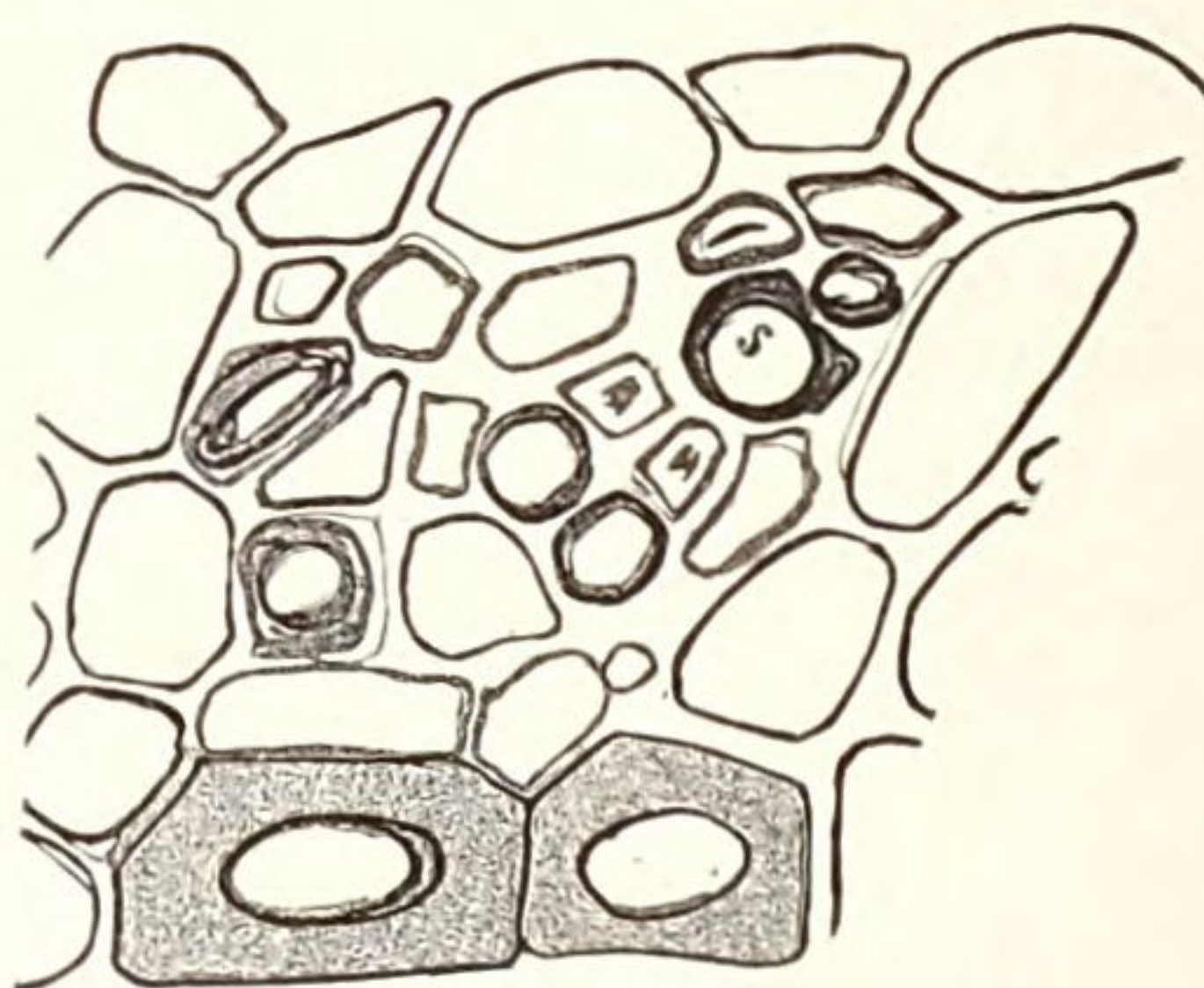


Fig. 10. Partie aus dem Siebteil des großen Leitbündels eines Blättchenstieles von *Rosa centifolia*. *B* Bündelstrahl-Parenchym; *P* Parenchym des Siebstranges; *g* Geleitzelle; *s* Siebröhre; *o* Oxalatzelle.

Fig. 11. Ein Siebstrang aus dem Leitbündel des Rosenblättchenstieles mit Chlorzinkjod behandelt. Die dunkel gezeichneten Zellen im Siebstrang (*s*) sind die blau gefärbten Siebröhren.

Ueber den Bau größerer monokotyledoner Leitbündel siehe bei DE BARY, S. 335.

„**Bikollaterale Leitbündel**“ sind kollaterale, zu deren Siebteil noch ein zweiter, dem ersten gegenüber liegender hinzukommt, wie wir es bei *Cucurbita* kennen lernten.

Zum Schlusse dieser histologischen Betrachtungen sei bemerkt, daß die Meristemstränge, aus denen die Leitbündel hervorgehen, sobald sie unterscheidbar werden, von NÄGELI Cambiumstränge, von SACHS Prokambium, von RUSSOW Desmogen, von DE BARY „Initialstränge“ genannt worden sind (DE BARY, S. 405).

Welche Faktoren im Laufe der phylogenetischen Entwicklung des Pflanzenreiches, beim Stattfinden der Auslese der verschiedenen Lagerungsvariationen der Zellarten in den Pflanzenorganen, den Ausschlag dahin gegeben haben, daß die Siebstränge und die Tracheenstränge sich neben einander lagerten, so daß es zur Entstehung der vollständigen Leitbündel kam, und weshalb diese doch immerfort der Variation unterworfen

Eigenschaft erhalten bleibt, läßt sich selbstverständlich nur vermuten. Sehen wir davon ab, wann, wo und wie die ersten Leitbündel im Pflanzenreiche entstanden (siehe HABERLANDT, S. 309), so mag wohl in erster Linie für die Erhaltung und Ausbildung der Leitbündel der Angiospermen als maßgebend zu betrachten sein, daß die Sieb- und Tracheenstränge annähernd den gleichen Weg in der Pflanze einzuschlagen haben, wenn sie die hauptsächlich von ihnen zu versorgenden Elemente alle treffen sollen. Die Tracheenstränge der radialen Leitbündel der Wurzelspitze nehmen das Wasser auf und müssen durch die Achsen nach dem Assimilationsgewebe der Blätter laufen, um dieses mit Wasser und anorganischen Salzen zu versehen; da letztere Stoffe auch zu den Meristemen geführt werden müssen, so berühren sie auf ihrem Wege auch diese letzteren. So sehen wir nun z. B. in der Wurzel der Dikotyledonen-Pflanze die Tracheenstränge der Peripherie möglichst nahe rücken, um das Wasser direkt in Empfang zu nehmen und dann, in der Achse, dem Kambium genähert, nach der Pallisadenschicht der Blätter laufen und direkt unter dieser hinziehen.

Die Siebstränge, welche die Reservestoffe aus den Blättern ableiten sollen, legen sich dem transitorisch speichernden Schwammparenchym der Blattunterseite an. Von dort aus wenden sie sich nach der äußeren Seite des Kambiums der Achse, um dieses mit Reservestoffen zu versehen, und laufen schließlich zu dem gleichen Zwecke auch nach den Vegetationspunkten der Achse und der Wurzel, sich dort zuletzt zwischen die Tracheenstränge einordnend.

Wenn dieser gleiche Weg beider Stränge die Näherung derselben ermöglicht, so sind für die Verbindung derselben vermutlich noch folgende Momente von Bedeutung gewesen. Vielleicht ist eine Annäherung der die gelösten Reservestoffe leitenden Siebröhren an die Wasser liefernden Tracheen für die Leitungsthätigkeit der Siebröhren von Wichtigkeit. Vielleicht ist ferner der mechanische Schutz, den die etwas festeren Tracheenstränge den Siebsträngen gewähren, und die Möglichkeit, beiden Strängen durch einen Sklerenchymstrang Schutz gewähren zu können, wenn dieselben zusammen verlaufen, nicht ohne Einfluß auf die Entstehung der vollständigen Leitbündel gewesen. In den Laubblättern legen sich die Siebstränge wohl auch schon deshalb den Tracheensträngen zweckmäßigerweise an, weil die Pallisadenzellen, welche das Wasser aufnehmen wollen und sich deshalb den Tracheensträngen zuneigen, zugleich die meisten Reservestoffe abzugeben haben.

So wird auch die Entstehung der kollateralen Leitbündel in den Blättern (Drogenkunde, S. 96) und der radialen Leitbündel in der Wurzel verständlich.

20. Sekundärer Bau der Achse der Dikotyledonen.

Wir verwenden zur Untersuchung zuerst dünne, schwach verholzte, junge Zweigspitzen mit noch vollkommen grüner Rinde von *Rosa arvensis* HUDS. oder *Rosa canina* L. im lebenden Zustande, welche um sie frisch zu erhalten, in ein Schälchen mit Wasser gelegt werden.

Obgleich dieses junge Material relativ weich ist, müssen wir doch beim Herstellen der Schnitte darauf achten, daß wir das Rasiermesser nicht ausbrechen. Wir schneiden deshalb zuerst die Querschnittfläche mit einem Federmesser oder einem Skalpell gerade und tragen dann

nur sehr feine Schnittchen, die durchaus nicht vollständig zu sein brauchen, ab, wobei wir uns hüten, das Rasiermesser brechend zu gebrauchen.

Einen zarten Querschnitt durch den peripheren Teil der Achse pinseln wir, um die Stärke herauszuwaschen, in Wasser etwas aus und legen ihn dann direkt in verdünntes Glycerin.

Wir sehen das Folgende. Die Epidermis besteht der Hauptsache nach aus Epidermiszellen mit sehr stark verdickter Außenwand. An die Epidermis schließen sich Gruppen von Zellen mit stark verdickten glänzenden Wänden an, die wir als Kollenchymzellen wieder erkennen; sie sind wenig gestreckt, besitzen auf den Längswänden längsgestreckte Tüpfeln und bilden längsverlaufende, der Epidermis anliegende Stränge, Kollenchymstränge, mit nur kleinen und vereinzelt Interzellularräumen. Zwischen und teilweise auch noch hinter den Kollenchymsträngen liegt eine Schicht von chlorophyllreichem Parenchym (Assimilationsparenchym) mit relativ deutlichen Interzellularräumen, welche sich als dunkelgrüne Zone um die Achse herumzieht. Wo diese Schicht Leisten zwischen den Kollenchymsträngen bildet, sieht man in der Epidermis Spaltöffnungsapparate liegen. Ein solcher Spaltöffnungsapparat ist in Fig. 12 dargestellt. Wir werden bald auf ihn zurückkommen.

Unter dem chlorophyllreichen, dünnwandigen Parenchym liegt ein Parenchymgewebe aus tangential gestreckten, dickwandigeren Parenchymzellen, welche weniger Chlorophyll enthalten, größere oder kleinere Interzellularräume zwischen sich lassen und teilweise Calciumoxalatkrystalle führen. Diese Zellen bilden die Hauptmasse der Außenrinde. Die Ringzone, welche als „Außenrinde“ zu bezeichnen ist, welche also der bei *Ranunculus* (S. 41) besprochenen Außenrinde gleichwertig ist, reicht hier dicht bis an die Außengrenze der nun folgenden, durch ihren weißen Glanz auffallenden Sklerenchymfaserbündel. Diese Sklerenchymfaserbündel bestehen aus farblosen, stark verdickten, sehr englumigen, langgestreckten, spitz endigenden Sklerenchymfasern, die im Querschnitte 5—7 eckig erscheinen, schwach und hauptsächlich nur in der Mittellamelle verholzt sind.

Alles, was von der Außengrenze dieser Sklerenchymstränge an nach innen zu liegt, ist als „Leitbündelcylinder“ (Centralcylinder) zu bezeichnen. Die Sklerenchymstränge und das zwischen ihnen seitlich liegende Gewebe gehört also schon zum Leitbündelcylinder. Die Gewebemasse dünnwandiger Zellen, welche, von der Innengrenze der Sklerenchymstränge aus beginnend, bis zum Holze reicht, ist die „sekundäre Rinde“. Das auf die sekundäre Rinde nach innen zu folgende „sekundäre Holz“ erkennen wir leicht an seinen dickwandigen, sklerenchymähnlichen Elementen und den dazwischen gestreuten weiten Lumen der Tracheen. Was von der äußeren Grenze des sekundären Holzes nach innen zu liegt, wird als „Holz“ der sekundär verdickten Achse bezeichnet; alles Gewebe, welches von der äußeren Grenze des sekundären Holzes nach außen zu liegt, wird „Rinde“ genannt.

Wo das sekundäre Holz innen endet, folgt das „Mark“, welches bis zum Centrum der Achse reicht, den ganzen centralen Teil der Achse bildet.

Nachdem wir so die hauptsächlichsten Regionen der Achse kennen

gelernt haben, wollen wir nochmals, von innen nach außen fortschreitend, diese verschiedenen Regionen genauer betrachten.

Das im Centrum der Achse liegende Mark besteht bei der Rosenachse aus zweierlei Zellen, aus großen dünnwandigen und kleinen dickwandigen Parenchymzellen. Beide Zellformen besitzen verholzte Wände mit deutlichen runden Tüpfeln. Die großen Zellen sind tot; wir finden sie selbst im Herbst leer. Die kleinen Zellen, welche Stärke führen, bilden ein zusammenhängendes System, welches mit den Markstrahlen in Verbindung tritt. Wir beobachten an der Peripherie des Markes eine Schicht kleiner Zellen, an welche sich die Hauptmarkstrahlen ansetzen.

Diese „Hauptmarkstrahlen“ wollen wir jetzt näher ins Auge fassen. Es sind die breiten radialen Streifen, welche von der Außengrenze des Markes durch das Holz und die sekundäre Rinde hindurchlaufen und schließlich zwischen den Sklerenchymsträngen des Leitbündelcylinders hindurchziehend, bis zur Außenrinde reichen. Die Zellen dieser Markstrahlen gleichen, soweit sie im Holze verlaufen, soweit man den Markstrahl als Holzmarkstrahl bezeichnet, den kleinen Zellen des Markes; in der Rinde ähneln die Zellen der Hauptmarkstrahlen dem Parenchym der Außenrinde, besitzen jedoch einen kreisförmigen Querschnitt.

Wir untersuchen ferner das Gewebe des Holzes, welches zwischen zwei großen Markstrahlen liegt, und finden in diesem leicht weiter sogen. „kleine Markstrahlen“, welche als einreihige, radiale Zellzüge, die häufig grünlich gefärbt erscheinen und häufig Stärke führen, das Holz durchziehen, meist ohne nach innen zu das Mark zu erreichen. Verfolgen wir diese kleinen Markstrahlen nach außen zu, so sehen wir, daß auch sie sich in die Rinde fortsetzen, jedoch meist schon vor den Sklerenchymsträngen enden. Würde man Tangential-schnitte durch die Achse machen, so würde man finden, daß die kleinen Markstrahlen aus im Längsschnitte ungefähr sechsmal so langen als breiten Zellen besteht, welche zu ungefähr 10 übereinanderstehen. Die kleinen Markstrahlen stellen also radial gestellte, nur eine Zelle dicke, zehn Zellen hohe Gewebeplatten vor, welche Holz und Rinde durchziehen. Die Hauptmarkstrahlen sind so hoch wie das ganze Internodium und bestehen aus isodiametrischen Parenchymzellen.

Wenden wir uns nun nochmals zu dem sekundären Holze, so haben wir noch die Gewebemassen zu besprechen, welche zwischen den kleinen Markstrahlen liegen. Diese im Querschnitt der Achse selbstverständlich ebenfalls Strahlen bildenden Gewebemassen sind bei der Rose aus Gefäßen, Fasertracheiden und wenigen Parenchymzellen aufgebaut und werden als „Holzstränge“ bezeichnet, da sie sich als breite Stränge zwischen den Platten der Markstrahlen hinziehen. Sie bilden also körperlich ein Plattenetz, welches von den Markstrahlen durchbrochen wird. Die Gefäße, welche wir in den Holzsträngen aufsuchen wollen, erkennen wir an ihrer relativ dünnen Wand und ihrem relativ weiten Lumen. Würden wir die Gefäße in Längsschnitten der Achse und in maceriertem Materiale untersuchen, so würden wir finden, daß sie schräg stehende, kreisförmig durchbrochene Zwischenwände und mehr oder weniger schräg gestellte, spaltenförmige, behöft Tüpfeln besitzen, hie und da auch an den Seitenwänden sehr feine Spiralleisten tragen. Die Fasertracheiden

sind relativ kurze, spitzendigende, dickwandige Zellen mit spaltenförmigen Hoftüpfeln, deren Spalten sehr schräg-, häufig fast längsgestellt sind. Nur bei genauem Nachsehen erkennen wir auch einzelne dünnwandigere Zellen mit einfachen, unbehöften Tüpfeln, welche sich meist an die Markstrahlen seitlich anschließen und vorzüglich auch in der Nähe der weiten Tracheen vorkommen, die Parenchymzellen der Holzstrahlen, auch Holzparenchym, genannt werden. Sie sind meist länger und dünnwandiger als die Zellen der kleinen Markstrahlen und wie diese meist stärkehaltig. Verfolgen wir die Holzstränge nach dem Marke zu, so sehen wir, daß sich die zwischen je zwei Hauptmarkstrahlen liegenden in der Nähe des Markes, in der Mitte zwischen den Hauptmarkstrahlen zu einer Spitze vereinigen. Diese Spitze wird von dem Tracheenteil eines primären Leitbündels gebildet, an welchen sich beim sekundären Dickenwachstum die Holzstränge und die kleinen oder sekundären Markstrahlen anlagerten. Dieser Tracheenteil enthält Spiraltracheen und solche mit quer gestellten schmalen Tüpfeln.

Wir betrachten uns nun auch die zwischen den Markstrahlteilen der sekundären Rinde liegenden „Rindenstränge“ (Baststränge; DE BARY, S. 472). Sie haben den Bau, den ich in Fig. 10 für das Leitbündel des Rosenblattstieles dargestellt habe und bestehen aus Siebsträngen und dazwischen gelagertem Parenchym.

Wir haben zuletzt noch an diesem Schnitte eine wichtige Zellschicht aufzusuchen, die hohlcylindrische Meristemschicht, welche zwischen Holz und Rinde der Achse, also direkt an der Außengrenze des Holzes liegt, das sogen. „Kambium“ (Verdickungsring). Das Kambium besteht hier aus einer eine oder zwei Zellen dicken Schicht zartwandiger Meristemzellen, die zwischen den definitiv ausgebildeten äußersten Elementen des Holzes und den innersten fertiggestellten Elementen der Rinde liegt.

Ehe wir uns noch über einige weitere Punkte orientieren, schließen wir zuerst einen guten Schnitt durch die Achse in Glycerin ein, stellen wir uns ein Dauerpräparat her. Wir legen den gut ausgepinselten, mit Wasser gut durchfeuchteten Schnitt auf den Objektträger und setzen auf ersteren einen kleinen Tropfen Glycerin. Derselbe muß so groß sein, daß er gerade den Raum zwischen Objektträger und Deckglas ausfüllen kann. Hierauf legen wir das mit dem linken Rande etwas geneigt gehaltenen Deckglas so auf, daß keine Luftblasen gefangen werden, und lassen es frei sinken und den Tropfen breit drücken. Dringt doch etwas Glycerin unter dem Deckglase vor, so nehmen wir es mit Fließpapier weg und reinigen den Objektträger mittels mit Alkohol befeuchtetem, dann mit trockenem Fließpapier.

Wir ziehen jetzt mit dem Dochte eines über einer Flamme angewärmten Wachskerzchens einen Rand von Wachs (oder Ceresin) um das Deckgläschen, welcher das Deckgläschen etwa 1 mm breit übergreift, das Deckgläschen festlegt und das Glycerin völlig abschließt. Dieser Wachsrand genügt, wenn man das Präparat kurze Zeit aufbewahren will. Für Dauerpräparate trägt man auf den Wachsrand noch einen Lackrand auf, welcher sowohl auf dem Deckglase als auf dem Objektträger etwas über den Wachsrand hinübergreift. Man taucht zu dem Zwecke einen streichholzdicken Glasstab in besten, echten Bernsteinlack (wie er zum Lackieren von Fuß-

böden und Thüren benutzt wird) und zieht, ohne das Deckgläschen zu berühren, damit einen Rand. Der Lack trocknet innerhalb einiger Tage.

Das Dauerpräparat heben wir uns zur weiteren Untersuchung auf und stellen uns wieder einen neuen, zarten Schnitt her, den wir auspinseln und dann in Chloraljod legen. Jetzt treten, wenn die Achsen im Herbst untersucht werden, wenn sie überhaupt reichlich Stärke gespeichert haben, die Zellen aller Markstrahlen durch die blaue Jodstärkefarbe hervor. Es kann auch sein, daß eine Zellschicht, welche von den Sklerenchymfasersträngen des Leitbündelcyllinders durch eine Parenchymzelllage getrennt ist, jetzt deutlich blau gefärbt hervortritt. Es ist dieses die schwer erkennbare Leitbündelcyllinderscheide, die hier eine Stärkescheide ist.

Nach dem eingeschlossenen Präparate zeichnen wir weiter drei kleine Markstrahlen mit den dazwischen liegenden Holz- und Rindensträngen und dem dazu gehörigen Kambiumstücke und achten darauf, daß die Elemente dieser Partien durch ihre Anordnung in Radialreihen noch erkennen lassen, von welcher Kambiumzelle sie abstammen.

Zuletzt untersuchen wir an den Dauerpräparaten, eventuell an einem neuen Präparate, einen Spaltöffnungsapparat der Epidermis der Achse. Diese „Spaltöffnungsapparate“ zeigen im Querschnitte zwei kleine Zellen, welche zwischen sich einen Spalt, die Spaltöffnung, lassen und „Schließzellen“ (Fig. 12 und 13s) genannt werden. Die

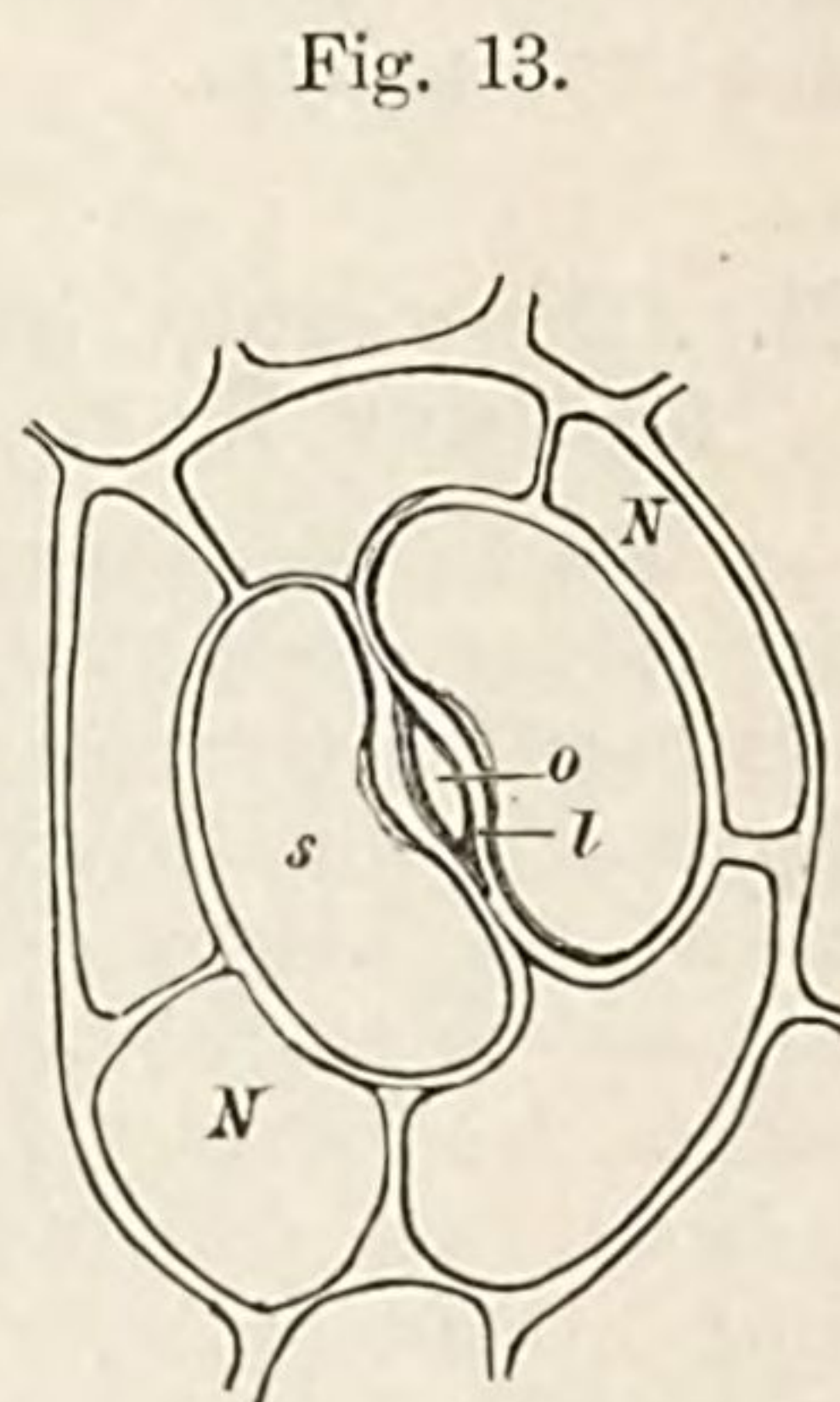
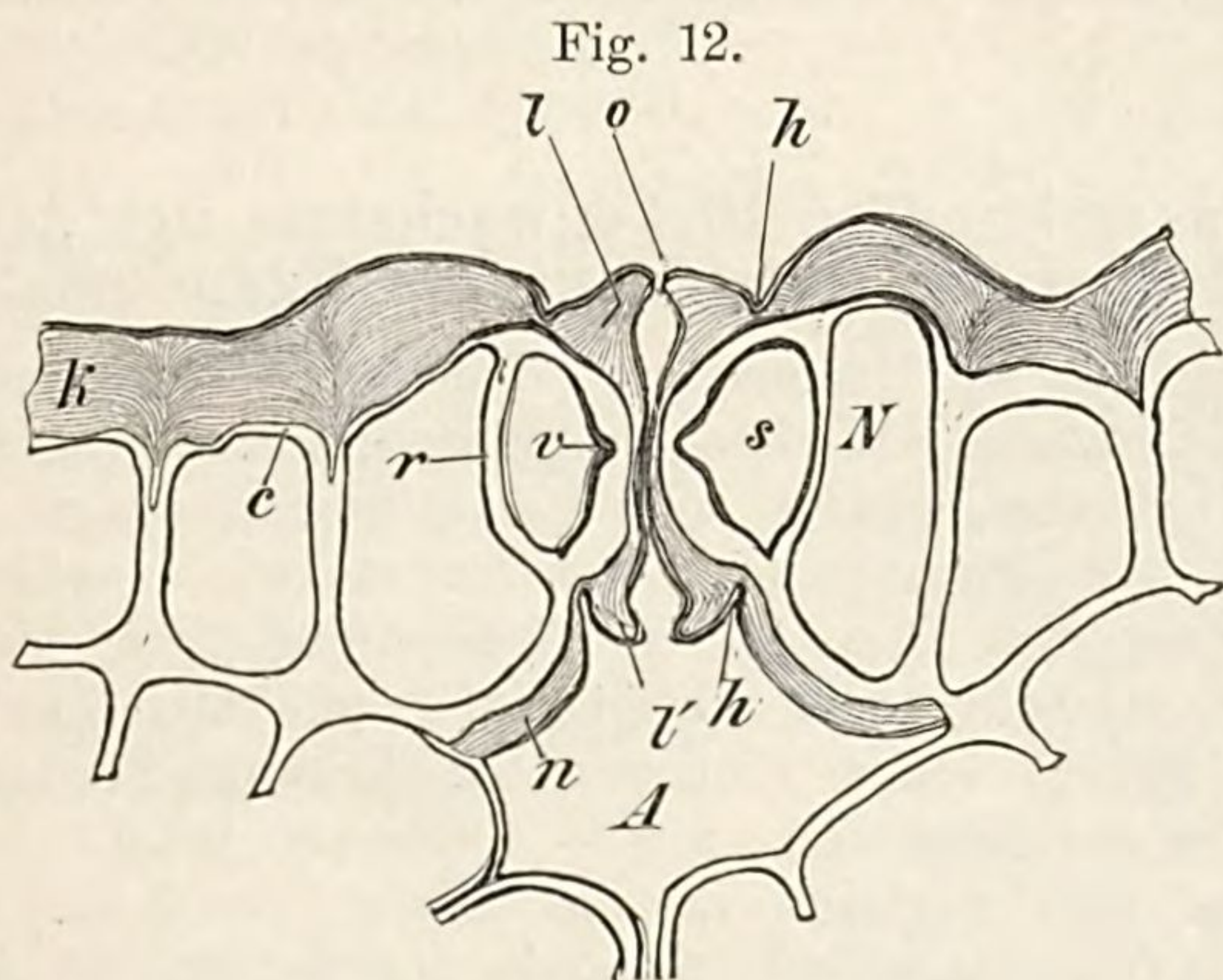


Fig. 12. Spaltöffnungsapparat aus der Epidermis der Achse von *Rosa arvensis*, quer durchschnitten. Beschreibung im Texte.

Fig. 13. Spaltöffnungsapparat von *Rosa arvensis*, von oben gesehen. Beschreibung im Texte.

direkt an die Schließzellen angrenzenden Zellen (N), welche etwas größer als die Epidermiszellen sind, sind als „Nebenzellen“ des Spaltöffnungsapparates zu bezeichnen. Die dem Spalte anliegende Wand, die Bauchwand, der Schließzellen ist insofern kompliziert gebaut, als die kutinisierte Schicht derselben oben und unten zwei Leisten (l und l') bildet. Die Kutikula hat an der Bildung der Leisten geringen Anteil; sie läuft als dünne Schicht von der Epidermis bis

nach der Innenwand (*n*) der Nebenzellen, diese noch bedeckend. Die Leisten setzen sich oben und unten scharf ab gegen die kutinisierte Lamellenschicht der Innenwand der Nebenzelle (*n*). So entstehen zwei Gelenke (*h*) in der Membran der Schließzelle, die SCHWENDENER (Monatsberichte der Berliner Akad. d. Wissensch, 1881) Hautgelenke genannt hat. Auch in der Mitte der Bauchwand, in der aus Celluloselamellen bestehenden Membranschicht, findet sich eine Verdünnung (*v*). Alle diese verdünnten Streifen dienen zum Beweglichmachen der Wand der Schließzellen, zum Zwecke des Oeffnens und Schließens der Spaltöffnung. Die Rückwand der Schließzelle (*r*) ist relativ dünn. Unter der Spalte (*o*) liegt ein sich an das Interzellularraum-System des Parenchyms anschließender größerer Interzellularraum (*A*), die Atemhöhle genannt. Würde man ein Stückchen der Epidermis durch einen flachen Tangentialschnitt von der Achse abschneiden und in Glycerin beobachten, so würde man sehen, daß die Schließzellen die Form der Fig. 13 *s* besitzen und von 5—6 Nebenzellen (*N*) umgeben sind. *o*, Fig. 13, ist der Spalt.

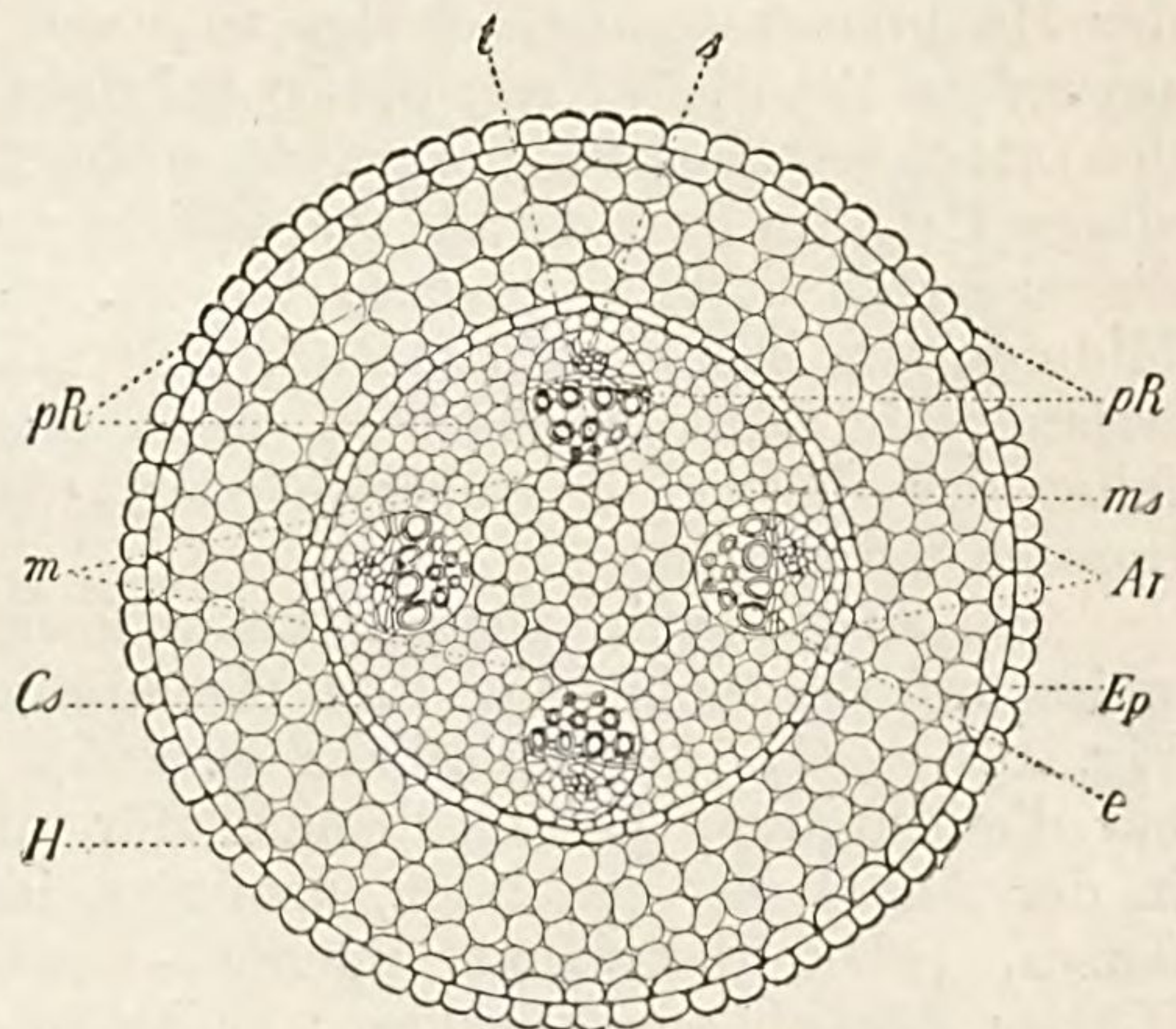
Bei Steigung des Turgors der Schließzellen wird die dünne Membran der Rückenseite stärker gedehnt als die dicke Membran der Bauchseite und es tritt Krümmung der Schließzellen ein, so daß sich der Spalt öffnet, bei Verminderung des Turgors strecken sich die Schließzellen gerader und fallen im Gelenk (*v*) mehr zusammen, so daß Schluß der Spalte eintritt. Die Spaltöffnungsapparate dienen in erster Linie der Regulierung der Transpiration, erleichtern aber zugleich den Aus- und Eintritt der Kohlensäure und des Sauerstoffs in das Parenchym.

21. Allgemeines über das sekundäre Dickenwachstum der Achse und der Wurzel und über die Entstehung des Kambiums.

Durch die Teilungsvorgänge im Urmeristeme des Vegetationspunktes der Achse der Dikotyledonen werden Meristemzellen gebildet, die in ihrer bestimmten Gruppierung die abgegrenzte meristematische Anlage der Epidermis (das Protoderm, das Dermatogen), der Außenrinde (das Periblem), des Leitbündelcyinders (das Plerom), der Leitbündel (die Initialstränge) bilden können. Die verschiedenen meristematischen Initialgewebe bilden weiter ihre Zellen, durch einen embryonalen Zustand hindurchgehend, zu definitiven Gewebeelementen aus. Dadurch wächst das junge Organ in die Länge und zugleich in die Dicke; es findet das primäre Dickenwachstum statt, welches mit der definitiven Ausbildung aller vom Urmeristem angelegten Gewebeelementen beendet ist. Nun besitzt die Achse den primären Bau, welchen wir an dem Ausläufer von *Ranunculus repens* (S. 41) in einem Beispiele kennen lernten, den wir uns hier an der schematischen Figur 14 nochmals klar machen können. Von den Leitbündeln, welche der Querschnitt der Achse jetzt zeigt, stehen die meisten im direkten Zusammenhange mit weit ausgebildeten Blättern, manche andere bilden Anastomosen zwischen den ersteren. Vom Urmeristeme ist nur die Meristemzone der offenen Leitbündel übrig. Der primäre Bau der Achse bleibt nur in wenigen Fällen zeitlebens unverändert erhalten (DE BARY, S. 468). Meist beginnen bald von der Meristemzone der Leitbündel ausgehende Veränderungen. Diese Meristemzone kann nach definitiver Ausbildung aller übrigen Zellen der Achse eine Zeit lang allein weiter arbeiten und so zur Vergrößerung des

radialen Durchmessers der Leitbündel führen, ohne daß die das Leitbündel umgebenden Gewebe deren Wachstum folgen (Basis der Achse von *Viola tricolor* etc.). In den meisten Fällen beginnt jedoch das sogenannte „sekundäre Dickenwachstum“ mit der Entstehung von interfascikularen Meristemstreifen aus Markstrahlzellen, welche in der direkten Richtung zwischen zwei benachbarten Enden zweier Leitbündel-Meristemzonen liegen. Es entsteht dann ein geschlossener Meristemring oder Meristemhohlzylinder, das „**Kambium**“. Das fertige Kambium besteht danach aus Stückchen, welche vom Urmeristem herkommen, den Strangabschnitten (DE BARY, S. 473), und den interfascicularen Abschnitten oder Markstrahlabschnitten. In nicht seltenen Fällen entsteht das Interfascikularkambium übrigens nicht aus Parenchymzellen, sondern aus Meristemzellen oder embryonalen Zellen, die nur noch nicht die Reihen-anordnung zeigen, welche dem Leitbündelmeristeme und dem Kambium eigen ist, und das gleich ringförmig angelegte Kambium erzeugt meist sogleich ringsum einen geschlossenen Ring von Tracheen- und Siebteilen, so z. B. bei *Sedum*arten, *Caryophyllen* (DE BARY, S. 472) oder *Salvia* (HABERLANDT, S. 492). Bei *Rosa* kann man sich über die Bildung des Kambiums im Frühjahr, beim Ausbreiten der Sprosse, orientieren, doch ist hier der Vorgang, wie bei vielen Sträuchern und Bäumen, wenig übersichtlich. Am besten verfolgt man den normalen Vorgang der Interfascikularkambienbildung bei zweijährigen Kräutern oder bei Schling- und Kletterpflanzen mit sich schnell streckenden Internodien, z. B. bei *Clematis* (DE BARY, S. 470).

Fig. 14. Schema des Querschnittes einer Dikotyledonenachse von primärem Baue. *Ep* Epidermis, *H* Hypodermis, *Cs* Cylinderscheide, *Ar* Außenrinde, *pR* primäre Rinde, *ms* primärer Markstrahl, *m* Mark, *s* und *t* Sieb- und Tracheenteil eines Leitbündels, *e* Erstlingstrachee eines Leitbündels. (Aus ARTHUR MEYER, Drogenkunde).



Man schneidet dazu zweckmäßigerweise 6—8 Internodien der Sproßspitze von *Clematis Vitalba* L. im Mai ab, legt sie genügend lange Zeit in Alkohol, stellt sich dann von jedem Internodium der Achse einen Querschnitt durch die Mitte des Internodiums her und legt alle Querschnitte in Eau de Javelle. In diesem Reagens werden die braunen Schnitte, nach einer Stunde, entfärbt und vom Plasma befreit sein, während die Stärkekörner erhalten bleiben. Man wäscht die gebleichten Schnitte mit Wasser, legt sie dann in Glycerin und untersucht alle nacheinander, beim jüngsten beginnend. Der Schnitt durch das jüngste Internodium zeigt uns die meisten Zellen im meristematischen oder embryonalen Zustande, doch erkennt man meist schon 6 Tracheenstränge, welche zu den 6 größeren Leitbündelanlagen gehören, manchmal auch schon die Anlagen 6 kleinerer Leitbündel, welche später angelegt werden als die 6 großen. Mark und Rindengewebe ist fast noch homogen; die

scharf abgegliederte Epidermis trägt oft schon Haare. Im zweiten Internodium ist die Zahl der fertigen Tracheen in den großen Leitbündeln vermehrt, die Meristemzone des Leitbündels läßt schon deutlich Tangentialreihen unterscheiden, und mehrere Siebstränge lassen sich, bei genauem Zusehen, auffinden. Die Markzellen sind gewachsen, und in den Rippen der Achse sieht man, unter der Epidermis, den Beginn der Entwicklung einer Kollenchymschicht. Im dritten Internodium treten die besprochenen Momente schärfer hervor; im vierten ist das Kollenchym schon gut entwickelt, und in den kleinen Leitbündeln werden vielleicht die ersten Tracheen angelegt. Das fünfte Internodium zeigt die Kollenchymschicht der Außenrinde vollendet, darunter schon den Beginn der definitiven Ausbildung des Sklerenchyms, welches den übrigen Raum der Außenrinde bis auf kleine parenchymatisch bleibende Parteen zwischen Kollenchym und Sklerenchym, einnehmen wird. Die 12 Leitbündel haben alle Tracheen vollendet und ein breites Strangkambium ausgebildet; zwischen ihnen treten Anlagen von Zwischenbündeln (DE BARY, S. 470) auf; das Mark ist scharf abgegliedert. Jetzt sehen wir in den Hauptmarkstrahlen einzelne Zellen durch Tangentialwände geteilt, den Beginn der Entstehung der ersten Meristemzellen der interfascikularen Kambiumteile. Im sechsten Internodium wird man meist das Kambium völlig ausgebildet finden. An die fertige Sklerenchymschicht, welche den innersten Teil der Außenrinde bildet, schließen sich die primären Siebteile und die primären Parteen der Hauptmarkstrahlen direkt an, und an diese die noch sehr dünne sekundäre Rinde. Sollte zufällig bei dieser Beobachtung die Entwicklung des Interfascikularkambiums nicht schön zu erkennen sein, so muß man noch einige Schnitte von dem Internodium herstellen, in welchem die Anlage dieses Kambiumteiles zu erwarten ist. Sehr gut läßt sich die Cambiumbildung, wie schon DE BARY (S. 470) angiebt, auch in den Sprossen von *Aristolochia Siphon* beobachten, wenn man im Spätherbst, nach dem Abfallen der Blätter, das oberste oder zweite gesunde Internodium solcher Sprosse untersucht.

Bei *Aristolochia* werden keine Zwischenbündel gebildet. Ich verweise auf die Abbildung und Beschreibung bei STRASBURGER (Lehrbuch Fig. 122, 131, 132, Practicum S. 207). Das so geschlossene Kambium hat die Aufgabe, Leitungsbahnen für die neu hinzukommenden Blätter in der Achse neu zu bilden, damit es, im Gegensatz zu den Monokotyledonen, jedem Individuum möglich werde, die Zahl der assimilierenden Blätter jährlich zu vermehren; es beginnt zu dem Zwecke (während der Periode lebhafter Vegetation; im Winter steht die Thätigkeit des Kambiums still) mit der Neubildung von Leitbündelelementen, scheidet nach innen sekundäres Holz, nach außen sekundäre Rinde ab. Dieses geschieht in der Weise, daß die längsgestreckten, rechteckig-prismatischen, beidendig keilförmig zugeschärften (DE BARY, S. 479), ihre scharfen Endkanten radial stellenden Meristemzellen sich durch Tangentialwände teilen, so daß Radialreihen von Meristemzellen entstehen. Von diesen Radialreihen werden nun im allgemeinen die dem Marke der Achse am nächsten liegenden zu definitiven Zellen des Holzes, so daß dieses dicker und das Kambium nach außen geschoben wird, sich dabei im Umfang vergrößernd und dieser tangentialen Vergrößerung hie und da durch Einschieben von Radialwänden Rechnung tragend. In gleicher Weise werden die jeweilig äußersten Zellen der Radialreihen zu Elementen der sekundären Rinde, während mittlere Meristemzellen meristematisch bleiben und die Teilung fortsetzen. Hat das Kambium kurze Zeit gearbeitet, so sieht der Quer-

schnitt einer im sekundären Dickenwachstum begriffenen Achse ungefähr aus wie es, in Anlehnung an die Fig. 14, in Fig. 15 schematisch dargestellt wurde, also so ungefähr, wie wir es im vorigen Kapitel für *Rosa* kennen lernten. Im Centrum liegt das Mark (*m*); daran grenzen die relativ großen Tracheenteile der primären Leitbündel (entsprechend *t* der Figur 14) und Tracheenstränge nachträglich entstandener Zwischenbündel, durch welche die im Schema angenommenen vier primären Markstrahlen (Fig. 14 *m*) in je zwei große Markstrahlen (Hauptmarkstrahlen *Hms*, DE BARY, S. 489) zerlegt wurden. Von der inneren Grenze des Tracheenteils des primären Leitbündels bis zum Kambium (*V*) reicht das sekundäre Holz (*sH*), welches vom Kambium erzeugt wurde,

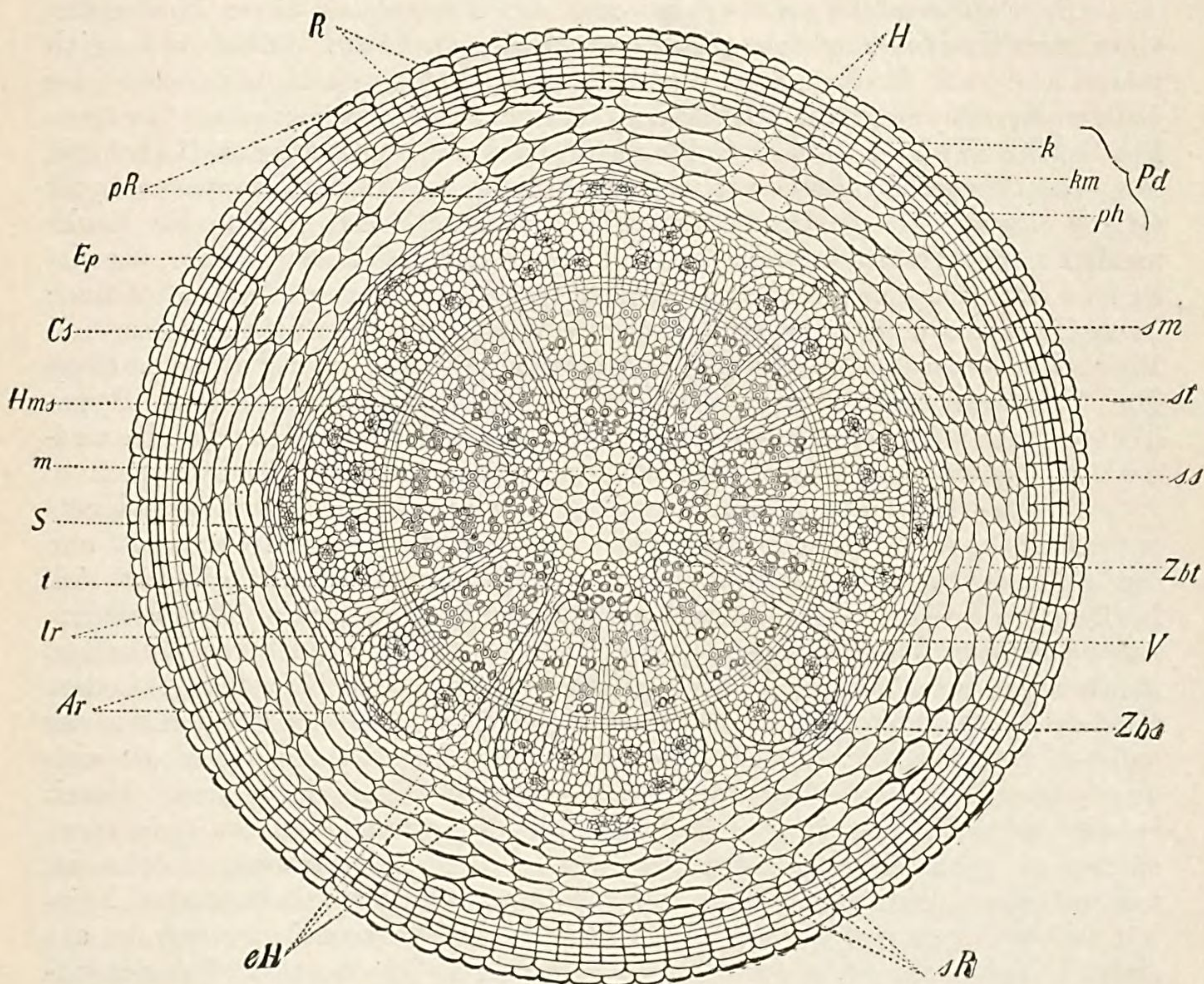


Fig. 15. Schema des Querschnittes einer sekundär verdickten Achse. *m* Mark, *t* Tracheenteil der primären Leitbündel, *Zbt* Tracheenteil eines Zwischenbündels, *Hms* großer Markstrahl. *V* Kambium, *sH* sekundäres Holz, *sR* sekundäre Rinde, *sm* kleiner, sekundärer Markstrahl, *S* Siebteil eines primären Leitbündels. *Cs* Cylinderscheide, *Ar* Außenrinde, *Pd* Peridermschicht, *R* Rinde, *Ir* Innenrinde, *H* Holz, *ss* Siebstrang der sekundären Rinde. *Pd* Periderm, umfassend *k* Korkschicht, *km* Phellogen oder Korkmeristem, *ph* Phelloderm.

wie nach außen zu die sekundäre Rinde (*s, R*). Selbstverständlich wurden durch das Kambium auch die großen Markstrahlen verlängert und kleine Markstrahlen (*s, m*) gebildet. An der äußeren Grenze des sekundären Holzes, den primären Tracheenteilen radial gegenüber, sind in der Figur die Siebteile (*S*) der primären Leitbündel eingezeichnet, welche man meist nicht mehr aufzufinden vermag, wenn das Dickenwachstum ein

wenig fortgeschritten ist, denn sie obliterieren bald und werden infolge des Dickenwachstums der Achse zusammengedrückt. In der Achse der Rose haben wir sie deshalb nicht gesehen. Außerhalb der Siebstränge ist in der Figur auch eine nicht immer vorhandene Cylinderscheide (*Cs*, entsprechend *Cs* der Figur 14) gezeichnet, als innere Grenze der Außenrinde (*Ar*). Cylinderscheide und Außenrinde sind durch das radiale Wachstum von Holz und sekundärer Rinde gedehnt. In unserem Schema ist dann ferner noch eine Veränderung eingetragen, die als Folge des sekundären Dickenwachstums und der dadurch veranlaßten Dehnung der Außenrinde, meist an der Dikotylenachse eintritt, nämlich die Bildung eines „Periderms“¹⁾ (*Pd*) unterhalb der Epidermis, wie wir sie im nächsten Kapitel für *Sambucus* kennen lernen werden.

Die Peridermbildung beginnt mit der Entstehung eines Phellogens, einer dem Kambium gleich gestalteten Meristemschicht. Diese bildet sich meist aus der direkt unter der Epidermis liegenden Hypodermis- oder Rindenparenchymschicht (*Sambucus*), seltener aus der Epidermis (*Drogenkunde*, Bd. II, Fig. 339 *a*, *Solanum Dulcamara*; STRASBURGER, Lehrbuch, Fig. 151, *Pirus*) oder aus einer tieferen Schicht des Außenrindenparenchyms (*Ribes nigrum*; *Drogenkunde*, Fig. 278). Das „Phellogen“ oder Korkmeristem (*km*) (Korkkambium) erzeugt selten nur nach außen zu eine „Korkschicht“ (*Daphne*; KUHLA; Dissert., 97), meist früher oder später auch nach innen zu eine intercellularraumfreie oder intercellularraumführende Parenchym- oder Kollenchymschicht, das sogenannte „Phello-derm“ (*hp*). Das Periderm ersetzt physiologisch die Epidermis (eventuell + Hypodermis) und erzeugt statt der Spaltöffnungen der Epidermis die „Lenticellen“ oder wenigstens von Intercellularräumen durchsetzte Stellen.

Um das Bild des sekundären Baues der Achse zu vervollständigen, wollen wir noch einiges Nähere über den Bau der sekundären Rinde und des sekundären Holzes sagen. Das typische sekundäre Holz gliedert sich in längsverlaufende Holzstränge und diese durchquerende Markstrahlen. Alle Elemente der Holzstränge (DE BARY, S. 483) gehen aus denselben gestreckten Kambiumzellen hervor. Zur Bildung der Holzstrangelemente bleiben die Kambiumzellen teilweise ungeteilt, so bei der Entstehung der meisten Gefäßglieder und der Sklerenchymfasern, teilweise teilen sie sich durch Querwände, so bei der Entstehung des Holzparenchyms. Durch relativ späte Teilung in der Entwicklung begriffener Sklerenchymfasern entstehen gekammerte Sklerenchymfasern. Die Holzstränge, welche im wesentlichen gleichwertig sind den Tracheenteilen der kollateralen Leitbündel, wenn man von dem Hinzukommen der Sklerenchymelemente absieht, enthalten event. als wichtigste Zellarten 1) Tracheen, 2) Parenchymzellen, 3) Sklerenchymfasern oder für ein oder das andere dieser Elemente Zwischenformen zwischen je zwei dieser Zellarten.

Was die Tracheen betrifft, so bilden Tracheiden allein selten die Holzstränge (*Drimys WINTERI*); mit Parenchym zusammen bilden sie die

1) Das Wort Periderm ist von MOHL (Vermischte Schriften, 1845, S. 222) eingeführt worden. MOHL bezeichnete damit die zähen Korkschichten, während er die „parenchymatösen“ Korkschichten Kork im engeren Sinne nannte. SANIO (PRINGSCH. Jahrbücher, 1860), welcher den Namen Korkrindenschicht oder Phello-derma (S. 47) für das von ihm aufgefundene Produkt des Phellogens (SANIO's Kork-cambium, S. 43) einführte, braucht den Namen Periderm wesentlich im MOHL'schen Sinne (S. 53 und 74). DE BARY (S. 121) gab diese undurchführbare Unterscheidung auf und benutzte den Ausdruck Periderma zur Bezeichnung des Phellogens mitsamt seinen Produkten (S. 560). Es ist demnach wohl nicht recht zweckmäßig, wenn HABERLANDT (S. 116) jetzt nur Korkschicht + Phellogen als Periderm bezeichnet.

Holzstränge der meisten Koniferen. Bei den Dikotyledonen sind in den Holzsträngen fast stets Gefäße vertreten, oft mit Tracheiden (Tilia) und anderen Elementen zugleich (DE BARY, S. 510). Die Gefäße sind bei Bäumen mit behöften Tüpfeln versehen, bei fleischigen Achsen und Wurzeln meist netzfaserig verdickt. Die Weite der Gefäße im Holze der Bäume beträgt 0,1—0,2 mm, die Länge meist unter 10 cm, aber bis 5 m (STRASBURGER, Leitungsbahnen; ADLER, Dissertation, Jena 1892). In den allermeisten Fällen findet sich, selbst in den härtesten Hölzern, selbstverständlich äußerst reichlich in fleischigen Hölzern, Parenchym in den Strängen, welches stets in Beziehung zu den Tracheen tritt, entweder nur diese hauptsächlich umschließt oder sich in Querbinden findet, die sich an die Tracheen anlegen oder sie umschließen. Diese Strangparenchymzellen sind meist längsgestreckt, dünnwandig oder dickwandig, mit rundlichen unbehöften Tüpfeln versehen. Statt dieses normalen Holzparenchyms finden sich nicht selten Zwischenformen zwischen Parenchymzellen und Sklerenchymfasern, die wir mit SANIO als „Ersatzfasern“ bezeichnen. DE BARY (S. 499) unterscheidet Faserzellen und Ersatzfasern als zwei verschiedene Arten unserer Ersatzfasern, von denen die erstere den Sklerenchymfasern am nächsten stehen soll; STRASBURGER nennt die Ersatzfasern der Rinde Ersatzbastfasern (Lehrbuch, S. 112). Die Ersatzfasern gehen meist aus einer Kambiumzelle hervor, sind lebend, dickwandig, spitz endigend, mit rundlichen oder mit spaltenförmigen Tüpfeln versehen. Solche Ersatzfasern kommen übrigens nicht nur in den Holzsträngen, sondern auch in anderen Gewebemassen vor, z. B. in Siebteilen von *Gentiana lutea* (Drogenkunde, Bd. I, Fig. 248), in den Markstrahlen der Wurzel von *Psychotria* (Fig. 240 der Drogenkunde). In oberirdischen Achsen wiegen in den Holzsträngen nicht selten die Sklerenchymfasern stark vor. Es hängt das damit zusammen, daß der Baum innerhalb des Kambiums sich einen festen, bleibenden Träger schaffen will, den er jährlich mehr und mehr verdicken kann. Die mechanische Bedeutung des sekundären Holzes für die oberirdischen Achsen, teilweise auch für die Wurzeln, ist so groß, daß nicht selten auch alle anderen Elemente des sekundären Holzes mehr oder weniger dem mechanischen Zwecke angepaßt werden, wie wir schon an den Ersatzfasern sehen. Eine solche Zwischenform sind nun auch ferner die „Fasertracheiden“, welche in ihren Eigenschaften zwischen den Tracheiden und den Sklerenchymfasern stehen; sie sind im typischen Falle tote, sklerenchymfaserähnliche Zellen mit schräg stehenden, spaltenförmigen Hoftüpfeln (Rosa und Verwandte). Sie treten manchmal als vollständiger Ersatz der Sklerenchymfasern in den Holzsträngen auf (Rosa). Die Sklerenchymfasern der Holzstränge (Libriformfasern, Libriformzellen, Holzfasern) sind normale, meist stark verholzte Sklerenchymfasern; sie treten in den Holzsträngen der Bäume und Sträucher häufig in solcher Menge auf, daß sie gleichsam die Grundmasse der Stränge bilden (*Guajacum officinale*, Fig. 382, Drogenkunde, Bd. II). Nicht selten bilden die Sklerenchymfasern auch Querbinden zwischen den Markstrahlen. Ausnahmsweise findet man in den Holzsträngen intercellulare Sekretbehälter, Milchröhren (Papayaceen), Oxalatzellen (*Picraena*, Fig. 380, Drogenkunde, Bd. II), Sekretzellen (*Sassafras*, Fig. 208, Drogenkunde).

Die sekundäre Rinde gliedert sich in Markstrahlen und „Rindenstränge“. Letztere enthalten stets Siebstränge und Siebparenchym (wie die Siebteile der kollateralen Leitbündel), daneben aber auch häufig Sklerenchymfasern, event. auch Sklerenchymzellen. Die

Sklerenchymfasern der Rinde (Bastfasern) können einzeln oder zu dünnen Strängen verbunden zwischen dem Siebparenchym liegen (*Cinchona*, Fig. 376, *Cortex Cascarillae*, Fig. 359 und 360, Drogenkunde, Bd. II) oder Querbündeln bilden (*Rhamnus*, Fig. 365, Drogenkunde, Bd. II). Diese Sklerenchymmassen sind wesentlich als mechanische Schutzmittel der Siebstränge aufzufassen. Häufig kommen Oxalatzellen, relativ selten andere Sekretzellen, Milchröhren, intercellulare Sekretbehälter in den Rindensträngen vor.

Die Markstrahlen des Holzes und der Rinde der normalen oberirdischen Achsen bestehen meist aus in der Richtung des Radius des Achsenquerschnittes gestreckten, reich getüpfelten Parenchymzellen, deren Wände im Holze oft verdickt und verholzt sind. Diejenigen Zellen, welche den Gefäßen anliegen, sind oft längsgestreckt; auch kommen Markstrahlen, die nur aus längsgestreckten Elementen bestehen (stehende Markstrahlzellen; STRASBURGER, Leitungsbahnen, S. 162), häufig vor (*Rosa*, *Asclepiadaceen*), und können auch Ersatzfasern die Markstrahlen zusammensetzen, *Psychotria*, Drogenkunde, Bd. I, S. 273; *Begonia angularis*, DE BARY, S. 506). Die parenchymatischen Gewebe des Holzes und der Rinde, also Holzparenchym, Siebstrangparenchym und Markstrahlenparenchym bilden ein vollständig zusammenhängendes Gewebesystem, welches vorzüglich auch die Speicherung und die langsame Verteilung der in Siebröhren und Tracheen geleiteten Nährstoffe zu besorgen hat. Die Durchlüftung von sekundärem Holze und sekundärer Rinde geschieht durch Interzellularräume, welche sich vom Marke aus vorzüglich in radialer Richtung zwischen den Zellkanten des Markstrahlparenchyms hinziehen, das Kambium durchsetzend, event. in die Interzellularen der Lenticellen mündend. Mit diesen Luftkanälen stehen die Interzellularräume in Verbindung, welche das Strangparenchym vorzüglich der Länge nach durchziehen. Ueber die Jahresringbildung kann man STRASBURGER's Lehrbuch, S. 102 nachlesen.

Bei den Wurzeln wird das Kambium im Parenchym des radialen Leitbündels, zwischen Siebsträngen und Tracheensträngen angelegt, besteht dann nur aus Folgemeristem und besitzt anfangs Sternform oder, bei diarchen Wurzeln, die Form einer Ellipse; seine Bildung beginnt auf der Innenseite der Siebstränge. Zur Untersuchung der Vorgänge bei der Kambiumbildung eignen sich die Wurzeln von *Taxus baccata* (STRASBURGER, Practicum, S. 241; DE BARY, S. 487). Der Bau des sekundären Holzes und der sekundären Rinde holziger Wurzeln ist im wesentlichen der gleiche wie der der Achsen, weshalb ich unter den Beispielen schon einige Wurzeln anführte. Sekundäre Markstrahlen werden normal gebildet, primäre Markstrahlen müssen fehlen, doch können große über den primären Tracheensträngen entstehen. Bei fleischigen Wurzeln (und Achsen) von sonst normalem Bau tritt der Fall häufig ein, daß entweder die Markstrahlen äußerst groß und breit werden, oder daß das Strangparenchym besonders stark vorherrscht. In letzterem Falle fehlen die Markstrahlen oft ganz (*Taraxacum*, Wurzeln von *Gentiana lutea*). Die Sklerenchymfasern werden dabei in fleischigen Wurzeln oft von Ersatzfasern vertreten (*Gentiana lutea*). Siehe dazu DE BARY, S. 531. Es mögen nun noch einige Bemerkungen über die von unseren Bezeichnungen und Definitionen abweichenden, von anderen Autoren bei der Beschreibung des sekundären Baues der Achse gebrauchten Namen und Begriffe Platz finden. Der Name „Kambium“ ist von uns, wie von DE BARY (Definition, S. 469 und S. 478) nur für den geschlossenen Meristemring der Dikotylen-

achse gebraucht worden; DE BARY wandte auch dafür Kambiumring (S. 468) an. HABERLANDT benutzt die beiden Namen jetzt auch, sagt aber gewöhnlich Verdickungsring. In der ersten Auflage seiner Pflanzenanatomie verstand HABERLANDT in Anschluß an NÄGELI unter Kambium jedes Meristemgewebe aus längsgestreckten, zugespitzten oder zugeschärften Meristemzellen, läßt jetzt aber diesen weiteren Begriff fallen. STRASBURGER bezeichnet NÄGELI's „eigentliches Kambium“ (NÄGELI und SCHWENDENER, Das Mikroskop, 1877, S. 579) als Kambium, also auch die Meristemzone der Leitbündel (Lehrbuch, S. 88). Den Ausdruck „sekundäres Holz“ gebrauchen wir im Sinne DE BARY's (S. 473). Was wir sekundäres Holz nennen, bezeichnet HABERLANDT (S. 102) und STRASBURGER (Lehrbuch, S. 102) als Holzkörper (STRASBURGER auch als Holz). HABERLANDT sagt S. 500: „Die vom Verdickungsringe nach innen zu abgeschiedenen sekundären Gewebe, welche zusammen den Holzkörper bilden —“. Den Namen „Holz oder Holzkörper (Xylem NÄGELI's)“ wendet DE BARY (S. 472) für die „gesamten Gefäßteile“, also für primäres und sekundäres Holz an. Bezüglich der „Markstrahlen“ haben wir uns der exakten Nomenklatur DE BARY's (S. 472) angeschlossen. Wir unterscheiden in der Achse „primäre Markstrahlen“ und nennen die durch Zwischenbündel gespaltenen primären (wie event. die primären selbst) „große Markstrahlen“ (siehe dazu STRASBURGER Lehrbuch, S. 100). Statt großer Markstrahlen haben wir auch hier und da den Ausdruck „Hauptmarkstrahlen“ angewandt, den DE BARY (S. 489) für die großen Markstrahlen der Wurzel benutzt. Die sekundäre Rinde¹⁾ und ihre Bestandteile haben sehr verschiedene Namen erhalten. DE BARY sagt S. 472: „— was außerhalb der Kambiumzone liegt“, wird „die Rinde (Cortex)“ genannt. „Letztere teilt sich ein in die nach innen vom Kambium begrenzte, sämtliche Siebteile des Ringes enthaltende und durch sie charakterisierte innere oder Bastzone, Bast, Liber (Phloem) und die außerhalb dieser befindliche Außenrinde —“. Die Bastzone, der Bast, DE BARY's ist also unsere „Innenrinde“. Was wir (ebenso HABERLANDT, S. 497) als „sekundäre Rinde“ bezeichnen, nennt DE BARY (S. 473) sekundären Bast, STRASBURGER dagegen (Lehrbuch, S. 100) Bast oder Bastzone. Unsere „Rindenstränge“ bezeichnen DE BARY (S. 472) und STRASBURGER als Baststränge; HABERLANDT (S. 497) nennt sie sekundäres Leptom. Unter Weichbast versteht NÄGELI die nicht sklerenchymatischen Elemente der sekundären Rinde. Die Markstrahlen der Rinde werden wohl auch Baststrahlen genannt (DE BARY, S. 535). Ich habe den Ausdruck Bast und alle damit gebildeten Worte völlig vermieden, denn in anderer Weise ist aus der Schwierigkeit, die dadurch entsteht, daß Bast einmal für Sklerenchymfasergewebe, dann aber auch in der oben angegebenen Weise für das gesamte Gewebe der Innenrinde oder sekundären Rinde gebraucht wird, nicht hinwegzukommen. Aus diesem Grunde wäre es auch zweckmäßig, wenn SCHWENDENER und seine Schule den Namen Bast aufgeben würden. HABERLANDT nennt (wie DE BARY, S. 136 und S. 536) die Sklerenchymfasern der Rinde Bastfasern (S. 498) oder Bastzellen (S. 316), ebenso aber auch (im Gegensatz zu DE BARY, mit SCHWENDENER) die Sklerenchymfasern der Monokotyledonen (S. 152) und

1) STRASBURGER (Lehrbuch, S. 118) faßt mit sekundärer Rinde unsere sekundäre Rinde und das Periderm zusammen, ein Vorgehen, welches sehr unzweckmäßig ist, wenn es auch durch den Wortlaut des Namens erlaubt erscheint. WIESNER's Benennung siehe S. 188—195 in dessen Lehrbuche.

spricht auch in diesem Sinne von Baststrängen (S. 154). Er könnte die Bastfasern sehr gut Sklerenchymfasern der Rinde und der Monocotyledonen nennen und hätte dann zugleich den Vorteil, die Ausdrücke Libriformfasern (Sanio) oder Holzfasern (DE BARY, S. 496) fallen lassen zu können, wozu er ja nach den Aussprüchen auf S. 500 und S. 138 hinneigt. Ebenso wäre es aber von den Anhängern der topographischen Definition des Begriffes Bast zweckmäßig, wenn sie den Ausdruck vermieden. Man muß allerdings wohl DE BARY (S. 136) darin Recht geben, daß der Begriff Bast ursprünglich topographisch gefaßt wurde, dafür spricht meines Erachtens auch der merkwürdigerweise von HABERLANDT gegen diese Ansicht, S. 180 seiner Pflanzenanatomie, citierte Ausspruch SPRENGEL's. Trotzdem ist es wohl, nachdem nun SCHWENDENER einmal in seiner durchschlagenden Arbeit (Das mechanische Prinzip, 1874, S. 3) den Ausdruck Bast im histologischen Sinne gebraucht hat, wie gesagt, für die Wissenschaft vorteilhaft, wenn der Name Bast auch nicht mehr im topographischen Sinne gebraucht, wenn er ganz aufgegeben wird. Wie ich gezeigt habe, ist das leicht zu bewerkstelligen. Zu einer hierher gehörigen Bemerkung von STRASBURGER (Leitungsbahnen, S. IX, Z. 21) möchte ich bemerken, daß man statt Holzfaser und Bastfaser Sklerenchymfaser des Holzes und der Rinde sagen könnte, wenn es für eine bestimmte Auffassung und Darstellungsweise nötig erschiene.

22. Das Periderm und die Lenticellen.

a) Die Peridermbildung.

Wir untersuchen das Periderm der Achse von *Sambucus nigra* L. Passendes Material kann man fast den ganzen Sommer finden; für den Winter muß man das jüngere Material im Juni oder Juli in 80-proz. Weingeist einlegen. Die Reaktionen des Suberins müssen mit lebendem Materiale ausgeführt werden.

Das Periderm entsteht bei *Sambucus* aus einer unter der Epidermis liegenden Zellschicht, indem sich aus dieser durch Teilung Meristemzellen bilden, welche dann in Korkzellen (resp. Phellodermzellen) übergehen. Wir wollen uns zuerst die Entwicklungsgeschichte der Peridermschicht klar zu machen versuchen.

Um uns über den Bau der peripheren Zellschichten der Achse, wie er vor dem Beginne der Peridermbildung besteht, zu orientieren, stellen wir von einer noch völlig grünen, 3—4 mm dicken Achse Querschnitte her und untersuchen sie in Glycerin. Wir finden direkt unter der Epidermis eine Zellreihe, deren Radialwände dünn, deren hintere Tangentialwände vorzüglich stark kollenchymatisch verdickt sind; an diese Zellen (Fig. 16 *Ah*), aus denen sich später das Phellogen bildet, schließt sich in den Rippen der Achse ein dicker Kollenchymstrang an, während in den Buchten unter ihr meist nur noch eine oder ein paar Kollenchymreihen liegen; unter den Spaltöffnungen wird das Kollenchym völlig durch Chlorophyllparenchym ersetzt. Wir heben den Schnitt für weitere Untersuchung auf.

Wir benutzen nun ferner einen jungen Zweig, bei welchem die Peridermbildung eben beginnt, zur Aufsuchung der ersten Stadien der Phellogenzellenbildung. Man erkennt solche Zweige daran, daß sie im allgemeinen noch grün sind, aber hier und da graue Stellen zeigen, die Herde der Peridermbildung. Wir machen uns von ver-

schiedenen Stellen der Achse feinste Querschnitte von der Peripherie der Rinde, legen sie in Glycerin und suchen mit dem starken Objektiv nach den Anfangsstadien der Peridermbildung, deren Wesen wir nach dem sogleich zu Beschreibenden dann leicht verstehen werden.

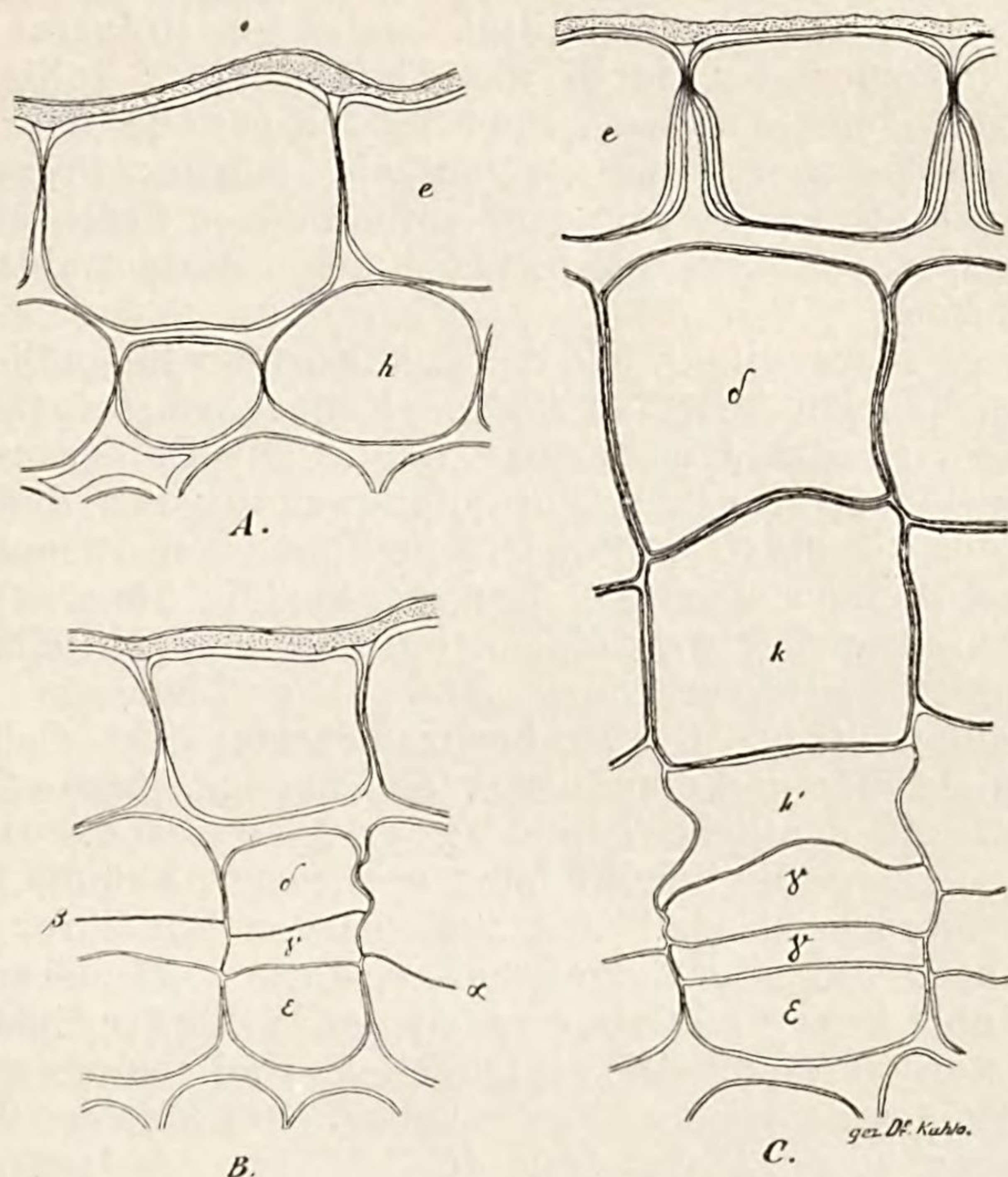


Fig. 16. A. *e* Epidermiszelle, *h* hypodermale Zellschicht, in welcher die Peridermbildung beginnt. B. Die erste Tangentialwand (α), welche zur Bildung einer Phellogenzelle führen soll, ist aufgetreten, β die zweite Tangentialwand, γ die erste Phellogenzelle, δ die äußere Hälfte der Initialzelle, ε die innere Hälfte der Initialzelle. C. Es ist die Wand der Epidermiszelle *e* stärker verdickt, die Initialzellenhälfte δ ist verkorkt. Die erste Korkzelle *k* ist entstanden, *k'* junge Korkzelle.

Als erstes Anfangsstadium der Peridermbildung ist es anzusehen, wenn man in einer direkt unter der Epidermis liegenden Zelle eine zarte Tangentialwand erkennt, welche diese Initialzelle in zwei neue Zellen zerlegt (Fig. 16 B α). Man findet dann meist, daß die Stellen, wo die neue Membran sich an die Radialwände der Initialzelle ansetzt, schon etwas verdünnt sind; das Wachstum dieser Radialwände findet nämlich nun weiter allein in einer in der Nähe der neuen Zellwand, nach außen zu liegenden Zone statt. Ein weiteres Stadium ist dasjenige, wo eine zweite Tangentialwand in der äußeren¹⁾ der eben besprochenen beiden Zellen aufgetreten ist. Man zählt also dann an Stelle der Initialzelle drei Zellen; die mittlere, nur von dünnen

1) STRASBURGER, Practicum, S. 255 giebt die zweite Teilungsfolge wohl unrichtig, SANIO, Pringsh. Jahrb. 1860, S. 74 wohl richtig an.

Wänden umgrenzte ist die erste Phellogenzelle (Korkkambiumzelle, Korkmeristemzelle). Die Tangentialreihe solcher neben einander liegenden Meristemzellen wird *Phellogen* genannt.

Diese Phellogenzellen teilen sich nun weiter durch Tangentialwände, während zugleich ihre Radialwände wachsen; indem die äußeren Zellen der entstehenden Radialreihen fortgesetzt zu Korkzellen umgebildet werden, entsteht außerhalb des Phellogens die Korkschicht. Wir werden unter unseren Schnitten meist ein Präparat auffinden, in welchem in einer der durch die Teilung einer Initialzelle entstandenen Radialreihen außen schon eine Korkzelle oder zwei derselben entstanden sind, und wollen ein solches Präparat etwas genauer betrachten und es mit dem aufbewahrten Präparate von der ganz jugendlichen Achse, in welcher noch keine Peridermbildung stattfand, vergleichen.

Wir fassen zuerst eine Stelle des Schnittes der jugendlichen Achse ins Auge, welche nicht über den starken Kollenchymsträngen, sondern zwischen ihnen, also in den Buchten liegt. Die Epidermiszellen der jungen Achse (Fig. 16 *A e*) sind relativ dünnwandig; ihre dünne Außenwand ist in der Peripherie kutinisiert und mit einer dünnen Kutikula bedeckt; ihre Radialwände sind fast gleichmäßig dünn, während die innere Tangentialwand etwas dicker ist und eine Mittellamelle und Zwickel ziemlich leicht erkennen läßt. Die Elemente der hypodermalen Zelllage (Fig. 16 *A h*) besitzen zarte, aus Cellulose bestehende Radialwände und eine dicke, gleichartige, innere Tangentialwand, in der oft deutliche Tüpfel zu erkennen sind. Der andere, die Korkbildung zeigende Schnitt lehrt uns zuerst, daß die Epidermiszellen etwas gewachsen sind und zugleich den Bau ihrer Zellwände verändert haben. Im allgemeinen beruht diese Veränderung darauf, daß eine Anzahl neuer Celluloselamellen der Wand der Epidermiszelle aufgelagert worden sind. Diese Lamellen sind besonders an der hinteren Hälfte der Radialwände relativ dick. Der hinteren Tangentialwand ist ferner vom Lumen (Fig. 16 *C δ*) der erhaltenen äußeren Hälfte der Initialzellen der Peridermbildung aus eine neue gelbliche, verkorkte Membranschicht aufgelagert worden, welche übrigens auch die ganze Innenseite der Membran dieser Zelle überzieht. Die ursprünglich kollenchymatische Zelle ist in eine Korkzelle umgewandelt worden, ähnlich wie Kollenchymzellen durch sekundäre Auflagerung von verholzten Lamellen auf ihre Zellwand oft in Sklerenchymzellen übergehen. Nach innen zu folgt nun eine oder es folgen mehrere normale, aus Phellogenzellen hervorgegangene Korkzellen (Fig. 16 *C k*). Die Wände derselben sind dünn, bräunlich, stark lichtbrechend, gleichmäßig dick. Die ein oder zwei Phellogenzellen, welche auf die Korkzellen folgen, zeigen uns dünne, farblose Cellulosewände und lassen, wenn er nicht herausgefallen ist, den cytoplasmareichen Protoplasten mit dem Zellkerne erkennen. Den Schluß der Radialreihe von Zellen, welche aus einer Initialzelle entstand, bildet die kaum veränderte untere Hälfte der Initialzelle.

Außer den nach außen zu abgeschiedenen Korkzellen vermag das Phellogen hier, wie in den meisten anderen Fällen, auch noch parenchymatische Zellen nach innen abzuschneiden, die man dann Phellodermzellen nennt. Gewöhnlich bildet sich bei *Sambucus* schon im ersten Jahre aus einer an die innere Hälfte der Initialzelle (an Fig. 16 *C ε*) angrenzenden Phellogenzelle eine Phellodermzelle; im

zweiten Jahre entstehen meist noch eine oder zwei weitere Phellogen-zellen, so daß dann eine mehrschichtige Phellodermis innerhalb des Phellogens liegt. Das vollständige Periderm von *Sambucus* bestände dann aus Korkschicht (Phellem), Phellogen und Phelloderm. Wir achten bei der folgenden Untersuchung darauf, ob in der alten Korkschicht Phellodermiszellen als innere Fortsetzung einer Radialreihe vorkommen.

b) Bau und Reaktion der Korkzellen.

Wir lösen von einem lebenden, einjährigen Zweige, dessen Peridermschicht außen noch Reste der Epidermiszellen aufsitzen, ein Rindenstück los, legen es zwischen Holundermark und stellen davon möglichst zarte Querschnitte her.

Wir untersuchen die Korkzellen eines sehr dünnen Schnittes in Chloralhydrat, bei starker Vergrößerung. Betrachten wir die Stellen, wo die Membranen mehrerer Korkzellen zusammenstoßen, so sehen wir, daß dem Korkgewebe jeder Interzellularraum fehlt; die Zwickel sind massiv. Die Zellwände der Korkzellen erscheinen auch in diesem Reagens, bei unserer schwachen Vergrößerung, homogen, dabei gelblich und relativ stark lichtbrechend. Wir achten nochmals genau auf die Art der Verkorkung der äußeren Hälfte der ursprünglichen Kollenchymzelle, und beachten, daß auch die innerste an die Meristemzelle angrenzende Korkzelle schon eine rings herum laufende Korklamelle besitzt.

Würde man einen Schnitt in Schwefelsäure oder Chromsäure bringen, so würde man, wie früher bei den Endodermiszellen, sehen, daß nur die Membranen der Korkzellen und die Lamellen der äußeren Kollenchymzelle lange Zeit ungelöst blieben, alles andere sich schnell löste. In keinem der beiden Reagentien würden sich die Zellen trennen; ein Zeichen, daß auch die Mittellamelle gegen Chromsäure widerstandsfähig ist.

Wir setzen zu unserem Schnitte Chlorzinkjod und sehen bald alle verkorkten Membranen braun, die reinen Cellulosemembranen blau werden. Die Zwickel der Korkzellmembranen erscheinen heller als die übrigen Membranen, ebenso die nachträglich verkorkte Außenwand der äußeren Hälfte der Initialzelle. Blaufärbung einer Partie der Korkzellmembran tritt nicht ein, ein Zeichen, daß kein Teil der Membran aus reiner Cellulose besteht.

Wir legen den Schnitt weiter in ein Uhrglas mit Wasser und waschen ihn so aus, legen ihn dann auf einen reinen Objektträger, setzen Kalilauge hinzu und decken ein Deckglas auf. Wir beobachten und finden die verkorkten Zellwände gelb gefärbt. Wir erhitzen den Objektträger mit dem Schnitte ganz schwach, bis die Kalilauge eben zu kochen anfängt, lassen den Objektträger erkalten und beobachten wieder. Jetzt sehen wir, daß neben der erhaltenen Mittellamelle der Membranen der Korkzellen trübe Klümpchen liegen, und daß sich eine Lamelle rechts und links von der Mittellamelle abgehoben hat. Die trüben Klümpchen, welche zwischen der Mittellamelle und der inneren abgehobenen Lamelle liegen, sind Kaliseifen der Säuren der Korksubstanz (des Suberins), welche sich im allgemeinen wie ein Fett verhält. Wir waschen den Schnitt wieder mit Wasser aus, setzen dann etwas Alkohol zum Schnitte und erwärmen den Objekt-

träger mit dem Alkohol etwas, damit sich die Seife löst. Wir legen hierauf den Schnitt wieder in Chlorzinkjod und sehen jetzt, daß sich die innere, abgehobene Lamelle blau färbt. Würde man den Schnitt weiter, nachdem man ihn gewaschen hätte, in Chromsäure legen, so würde sich alles lösen.

Die Resultate dieser Versuche lehren uns, daß die Membran der Korkzellen aus einer den Nachbarzellen gemeinsamen Mittellamelle und einer dieser aufgelagerten Lamelle besteht, welche nach dem Kochen mit Kalilauge die Eigenschaft der Celluloselamellen zeigt. Zwischen beiden Lamellen ist Korksubstanz eingelagert, die vielleicht aber auch die übrigen Teile der Zellwand mehr oder weniger stark durchtränkt.

Um uns zu überzeugen, daß das Korkgewebe auch in radialer Richtung dicht schließt, stellen wir nun einen feinen Tangentialschnitt der Korkschicht her, indem wir flach auf einem Stückchen der Achse hinschneiden. Den Schnitt legen wir mit der Außenseite nach unten auf den Objektträger und beobachten in Glycerin. Haben wir flach genug geschnitten, so sehen wir bei hoher Einstellung auf die Korkzellen darauf; darunter können die Epidermiszellen durchschimmern. Wir finden manche Korkzellen noch mit Luft gefüllt, da alle Korkzellen im intakten Zustande tot und mit Luft gefüllt sind. Wir können die Luft durch Erwärmen der Schnitte im Glycerin entfernen. Wir sehen dann in jeder Korkzelle den Rest eines Zellkernes, da der Protoplast nicht ganz aus der Korkzelle entfernt ist, sondern als toter Belag der Zellwand anliegt.

c) Das Phelloderm.

Will man ein Periderm mit dicker, deutlicher Phellodermschicht kennen lernen, so untersuche man einen Querschnitt durch die Peripherie der Achse von *Ribes nigrum* (Abbildung bei DE BARY, Fig. 220, S. 567). Man stellt sich einen Querschnitt durch einjährige Zweige im Herbst oder Winter, oder durch vorjährige im Frühling, her, den man in Glycerinwasser untersucht, und findet dann von außen nach innen zu zuerst eine Schicht von abgestorbenen Zellen, die sich zusammensetzt aus der Epidermis und einigen Schichten des Parenchyms der Außenrinde, in denen man hier und da Oxalatdrusen liegen sieht. Diese Schicht ist abgestorben, weil ihr durch das Periderm die Nahrungszufuhr abgeschnitten wurde. Man nennt solche Schichten toten Rindengewebes, welche durch tiefer innen entstehende Phellogene abgetrennt worden sind, „Borke“¹⁾. Auf diese Borkenschicht folgt die Korkschicht mit ihren dünnwandigen, etwas gelblichen Zellen, darauf das mehr oder weniger deutlich hervortretende Phellogen und schließlich ein durch Chlorphyllkörner grün gefärbtes Phelloderm, welches sich durch die schöne Reihenordnung seiner Elemente scharf von dem unregelmäßigen peripheren Gewebe der sekundären Rinde absetzt.

d) Die Lenticellen.

Wir betrachten die Oberfläche von Achsen von *Sambucus nigra*, welche eben die Korkschicht ausgebildet haben, also eben völlig grau

1) Zum Studium der Borkenbildung eignet sich die Kiefer. Siehe STRASBURGER, Practicum, S. 260.

geworden, dabei aber noch möglichst weich sind, und erkennen leicht die zahlreichen längsgestreckten Wärrchen, die „Lenticellen“. Wir suchen uns eine größere Lenticelle auf, schneiden dicht über derselben die Achse durch, so daß die Lenticelle der oberen Schnittfläche angrenzt und stellen dann von dieser Lenticelle feine Querschnitte her, die wir in Glycerin untersuchen. Rechts und links von der Lenticelle sehen wir das Periderm (Fig. 17 *k*) in normaler Ausbildung, ebenso die Kollenchymschicht (*r*), soweit sie bei der Peridermbildung erhalten blieb. Die Lenticelle läßt, wenn wir von außen nach innen vorgehen, zuerst braune, teilweise zusammengefallene unverkorkte Zellen erkennen, die älteren, ganz außen oft schon toten

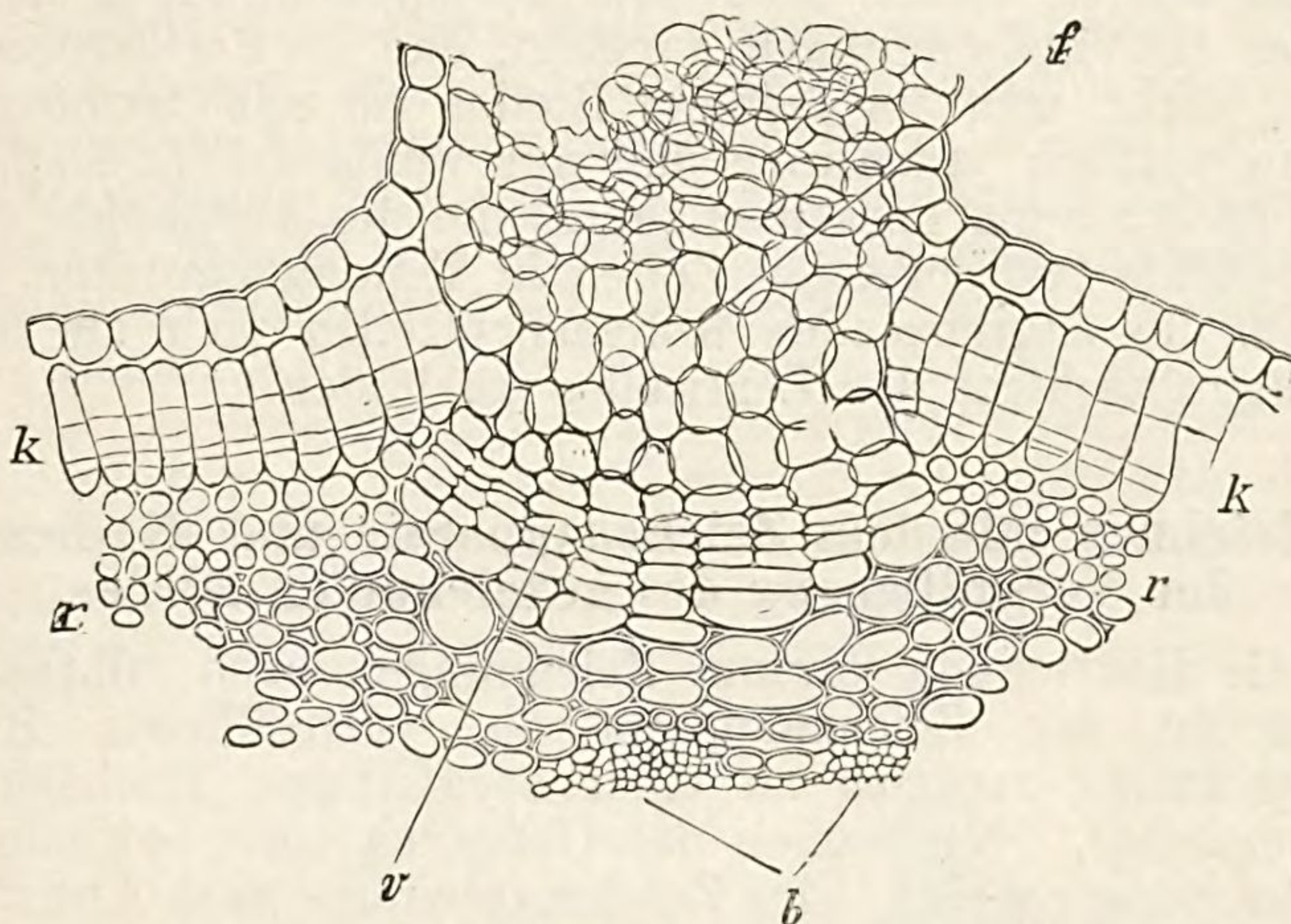


Fig. 17. Junge Lenticelle im jungen Periderm von *Sambucus nigra*. *k* Periderm, *r* Kollenchymschicht, *v* Verjüngungsschicht, *f* Füllzellen, *b* Gewebe der sekundären Rinde.

„Füllzellen“. Darunter folgen die noch ungefärbten jüngeren Füllzellen (*f*), welche mehr oder weniger kugelförmig sind und mehr oder weniger deutlich Interzellularräume zwischen sich zeigen. Schließlich sehen wir das nach außen zu Füllzellen, später auch nach innen zu Phelloderm bildende Meristem der Lenticellen, die „Verjüngungsschicht“ (*v*), welche sich mehr oder weniger deutlich von dem definitiv ausgestalteten Geweben abhebt. Wir achten auf die biologisch wichtige Thatsache, daß durch alle Schichten der Lenticelle lufthaltige Interzellularräume hindurchführen, welche die Innenluft der Pflanze mit der Außenluft in Verbindung setzen. Um den Bau des Füllgewebes und seine Unterschiede von der Korkschicht noch klarer zu erkennen, nehmen wir ein Stückchen der Achse, schneiden durch einen ganz flachen Oberflächenschnitt eine Lenticelle fast ganz weg und stellen dann von dem unteren, in die Korkschicht eingesenkten Teile der Lenticelle und der die Lenticelle umfassenden Korkschicht einige Flächenschnitte her. Wir sehen in einem solchen Schnitte sehr schön die Insel der kugelförmigen Füllzellen, umgeben von den flachen, dicht schließenden Korkzellen.

Haben wir uns so mit dem Baue der Lenticellen vertraut gemacht,

so schneiden wir im Sommer oder Winter ein etwa 5—10 cm langes Stück eines jungen, Lenticellen tragenden Zweiges ab, legen es auf angefeuchtetes Fließpapier und decken über dasselbe eine Glasglocke. Wir lassen das Achsenstück 3—8 Tage auf dem stets feucht zu haltenden Papiere liegen und untersuchen dann Querschnitte durch die Lenticellen. Wir finden, daß sich die lebenden Füllzellen abgerundet haben und groß geworden sind, so daß jetzt zwischen ihnen große Interzellularen vorhanden sind. Es kann so eine relativ starke Transpiration der Gewebe der Achse stattfinden, während dann, wenn man die Achse trocken hält, durch das geringe Wachstum und das Zusammenfallen der Füllzellen die Interzellularen verengt, die Transpiration beschränkt wird.

Die Lenticellen dienen als Ersatz der Spaltöffnungen und werden schon unter den Spaltöffnungen angelegt, ehe die Peridermschicht gebildet ist. Sucht man im Sommer Stellen an noch grünen Zweigen auf, welche weißlich erscheinen und nur wenig erhöht sind, so sieht man bei Untersuchung derselben zuerst die die Atemhöhle der Spaltöffnungsapparate begrenzenden Zellen in Teilung eintreten, dann beginnen auch die angrenzenden Kollenchymzellen sich zu teilen und die Verjüngungsschicht der Lenticellen zu bilden.

23. Das Zeichnen mit dem Zeichenapparate und die Bestimmung der Vergrößerung des gezeichneten Bildes.

Für die Herstellung exakter Zeichnungen nach mikroskopischen Präparaten ist der Zeichenapparat ein vortreffliches Hilfsmittel, dessen Benutzung zugleich zu einer sorgfältigen Beobachtung der Objekte veranlaßt. Wir wollen den Gebrauch eines besonders zweckmäßigen Zeichenapparates, „des Zeichenapparates nach ABBE“, kennen lernen, welcher die Anwendung einer horizontalen Zeichenebene gestattet, ohne daß Verzerrung des Bildes eintritt. Dieser Apparat wird von ZEISS, SEIBERT, LEITZ etc., für die betreffenden Mikroskope passend, geliefert.

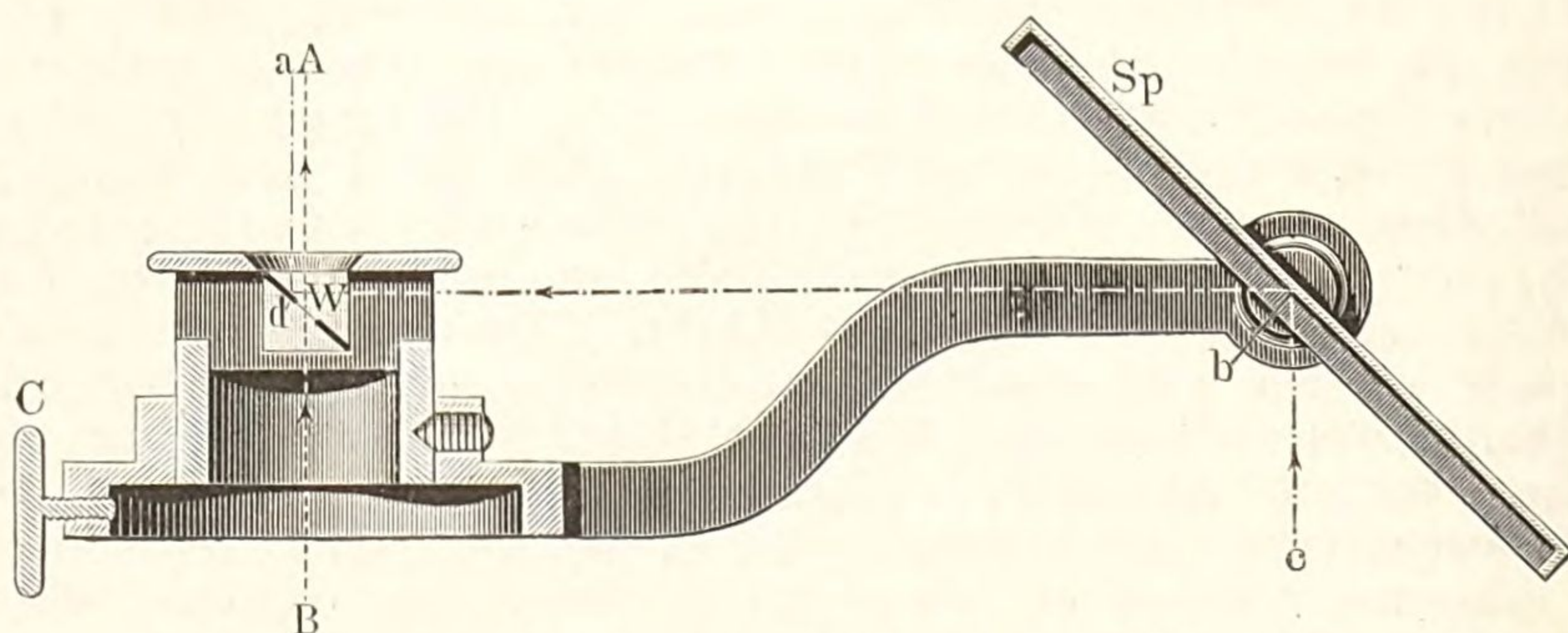


Fig. 18. Längsdurchschnitt des ursprünglichen ABBE'schen Zeichenapparates.

In Fig. 18 ist der Apparat in seiner einfachsten Form dargestellt. Er besteht aus einem großen Spiegel *Sp*, dessen spiegelnde Fläche nach unten gekehrt ist und mit dem Lot einen Winkel von 45° bildet, ferner aus zwei mit den Hypotenusenflächen aufeinander gekitteten Glasprismen *W* und *d*. Die Hypotenusenfläche des oberen Pris-

mas ist versilbert, so daß eine spiegelnde Fläche, unter 45° nach oben zugekehrt, zwischen den beiden Prismen, in der Hypotenusenfläche des durch das Zusammenkitten der beiden Prismen entstandenen Glaswürfels liegt. In der Mitte der spiegelnden Silberschicht ist ein kleines Loch angebracht. Der Apparat wird auf das Okular aufgesetzt und mit der Schraube *C* befestigt. Blickt man von oben, durch das kleine Loch, welches sich im Augenpunkte des Mikroskopes befinden soll, in das Okular, so sieht man das mikroskopische Bild, zugleich aber auch das gespiegelte Bild der Fläche, welche sich senkrecht unter dem großen Spiegel befindet; denn ein Strahl *c* wird durch den Spiegel *Sp* nach *d* geworfen und von dort nach *a* hin reflektiert. Legt man also auf den horizontalen Tisch, senkrecht unter die Mitte des Spiegels, ein Zeichenpapier, und setzt man die Bleistiftspitze auf die Stelle des Zeichenpapiers, welche unter der Mitte des Spiegels liegt, so sieht man die Spitze im mikroskopischen Bilde. Die neueren Apparate (z. B. der sehr gute Apparat Fig. 19) besitzen noch eine Einrichtung, welche gestattet, 2 bis 3 Rauchgläser verschiedener Dicke zwischen Spiegel und Prismen einzuschalten und so das Bild der Zeichenfläche zu verdunkeln. Diese Einrichtung ist wichtig, denn es kommt bei Benutzung des Apparates sehr darauf an, daß das Bild des Objektes und das des Zeichenpapiers gleiche Helligkeit erhält. Bei dem Apparate, welcher in Fig. 19 abgebildet ist, läßt sich das Prisma leicht nach hinten drehen, so daß das Okular frei wird, und es ist der Spiegel mit einer Vorrichtung versehen, die gestattet seine Einstellung auf 45° leicht richtig auszuführen.

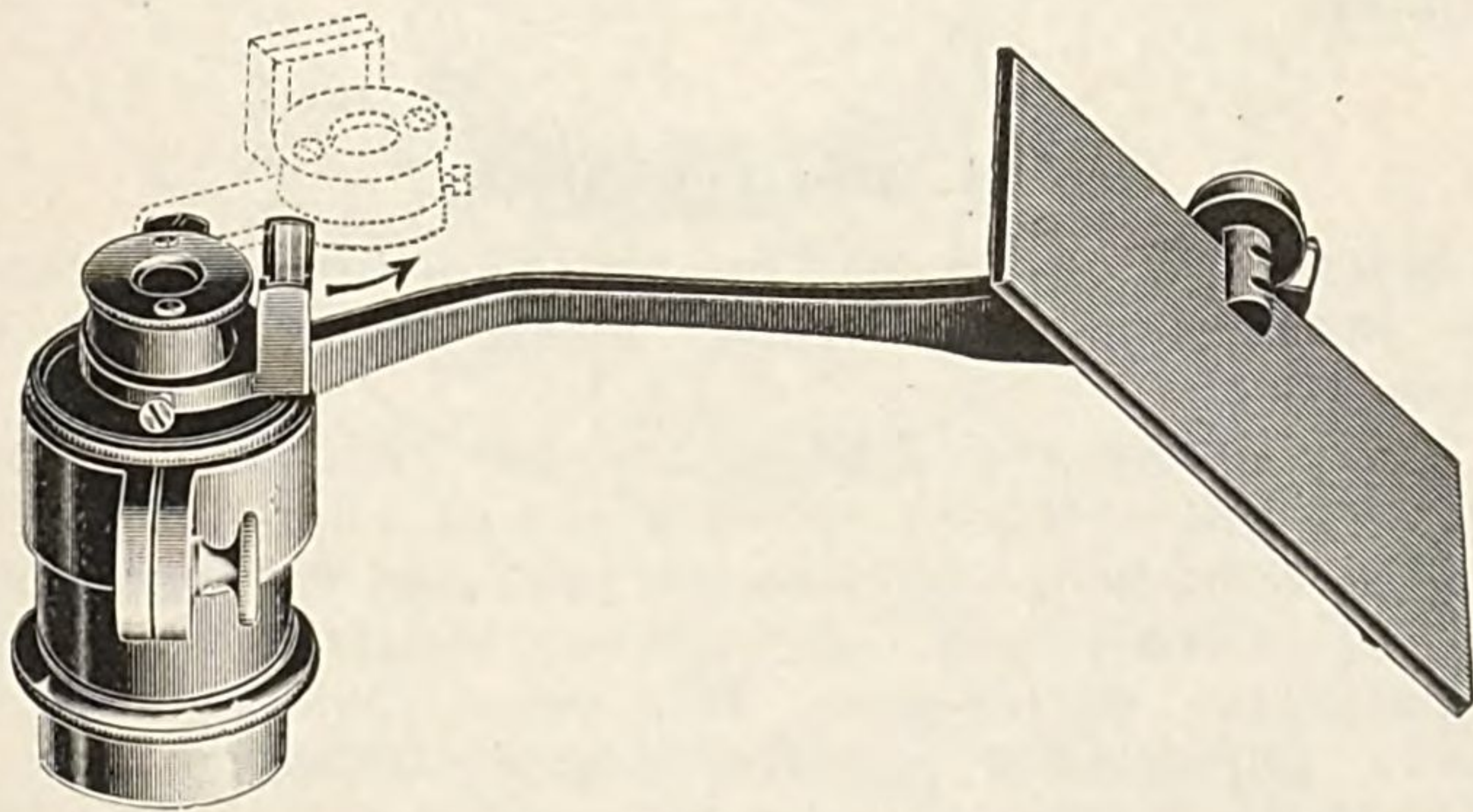


Fig. 19. ABBE'scher Zeichenapparat. Neues Modell von SEIBERT in Wetzlar. Preis 33 Mk.

Wir stellen eine kleine Zeichnung von einem unserer Objekte mit dem Zeichenapparate her. Wir legen ein gutes Präparat unter das Mikroskop, stellen es mit dem stärkeren Objektiv ein und setzen dann den Zeichenapparat auf das Mikroskop. Wir stellen den großen Spiegel genau in einen Winkel von 45° mit der Senkrechten, da bei anderer Stellung des Spiegels eine Verzerrung des Bildes eintreten würde, und legen unser Zeichenpapier genau unter den Spiegel, auf die horizontale Tischplatte, oder, wenn uns die Entfernung zwischen Zeichenpapier und Auge zu groß sein sollte, auf ein Buch von der Höhe des Objekt-

tisches. Wir stellen das Bild nochmals scharf ein, indem wir durch das Loch des Doppelprismas in das Mikroskop sehen, setzen dann die Bleistiftspitze direkt unter dem Spiegel auf das Zeichenpapier und suchen sie dann im Bilde, indem wir den Bleistift langsam bewegen. Sehen wir jetzt die Bleistiftspitze scharf, das Bild undeutlich, so ist das Zeichenpapier zu hell, und wir schieben deshalb ein oder mehrere Rauchgläser ein, bis das Bild des Präparates so deutlich ist wie das der Bleistiftspitze. Sehen wir aber von vornherein das scharf eingestellte Bild deutlich, jedoch den Stift nicht hell genug, so verkleinern wir die Blende des Mikroskopes oder stellen den Spiegel des Mikroskopes so ein, daß das Sehfeld etwas dunkler wird. Ist nun Bild und Stift gleich deutlich zu sehen, so folgen wir mit der feinen Spitze des weichen Bleistiftes den zu zeichnenden Konturen des Bildes und stellen uns so eine Skizze her, die wir weiter, nach Entfernung des Zeichenapparates, direkt nach dem mikroskopischen Bilde vervollständigen.

Will man die Vergrößerungsziffer für das gezeichnete Bild feststellen, so legt man statt des Objektes einen Objektmikrometer¹⁾, d. h. einen kleinen Objektträger, auf welchem mit Diamant eine Skala mit 0,01 mm Distanz eingeritzt ist, stellt die Teilstriche der Skala genau ein und zeichnet sie mit dem Zeichenapparate auf das Zeichenpapier auf, möglichst die Mitte der Striche als Marke benutzend. Man mißt hierauf die Länge des Bildes von mehreren Skalenteilen mit dem Millimeterstabe genau und berechnet aus der erhaltenen Zahl die Vergrößerung. Ist z. B. das Bild von 5 Skalenteilen (à 0,01 mm) 5 mm lang, so ist das gezeichnete Bild 100mal größer als das Objekt.

24. Das Laubblatt.

Wir untersuchen zuerst das Laubblatt von Rosa (*Rosa centifolia* L. ist dieser Beschreibung zu Grunde gelegt worden), und benutzen Spiritusmaterial.

Das Blatt ist unpaarig gefiedert, ist mit zwei an der Blattspindel herablaufenden Nebenblättern versehen und sitzt der Achse mit breiter Basis an. Die Blättchen, von denen wir jetzt eins zur genauen morphologischen und anatomischen Untersuchung benutzen wollen, sind von einem Mittelnerven durchzogen. Wir sehen, daß sich die von dem Mittelnerven abgehenden „Zweige erster Ordnung“ des Nerven schlingenförmig verbinden, ehe sie den gezähnten Rand des Blättchens erreichen. Die Zweige zweiter Ordnung, welche die erster Ordnung miteinander verbinden, bilden meist noch schwache Rippen auf der Blattunterseite; die Zweige höherer Ordnung treten allermeist nicht mehr aus der Unterseite der Lamina hervor, lassen sich aber noch als feine Rinnen auf der Blattoberseite erkennen, wenn wir die Lupe zu Hilfe nehmen. Wir sehen dann auch, daß die Zweige zweiter und dritter Ordnung Anastomosen zwischen der Mitte der Zweige erster Ordnung bilden. Ueber die Zweige höherer Ordnung können wir uns durch Lupenbetrachtung keine genügende Klarheit verschaffen.

1) Ein solcher Objektmikrometer (Objektiv-Mikrometer), 1 mm in 100 Teile, kostet bei SEIBERT oder LEITZ 9 Mk.; einen Objektmikrometer, 2 mm in 200 Teile, auf Glas photographiert, liefert LEITZ für 3 Mk.

Um uns über den anatomischen Bau der Blattlamina zu orientieren, beginnen wir sogleich mit der Untersuchung eines Nervenzweiges erster Ordnung, da der Mittelnerv ganz ähnlich, nur etwas kräftiger gebaut ist als sein Zweig erster Ordnung. Wir legen das Blatt so zwischen befeuchtetes Holundermark, daß die Schnitte die Nervenzweige erster Ordnung etwa in ihrer Mitte und genau quer treffen müssen, und stellen Querschnitte durch das Blatt her. Die dicksten Nervenquerschnitte, welche wir in den Schnitten sehen, sind die der Nervenzweige erster Ordnung; wir finden jedoch darin auch quer getroffene Nerven höherer Ordnung.

Der Zweig erster Ordnung ist sehr instruktiv gebaut. Beginnen wir unsere Betrachtung bei der vorgewölbten Unterseite dieses Nerven, so sehen wir unter der Epidermis (Fig. 20) eine Schicht von Kollenchym, welches zur Erhöhung der Biegefestigkeit des hauptsächlich, innerhalb und unterhalb der Blattlamina ausgespannten Träger-

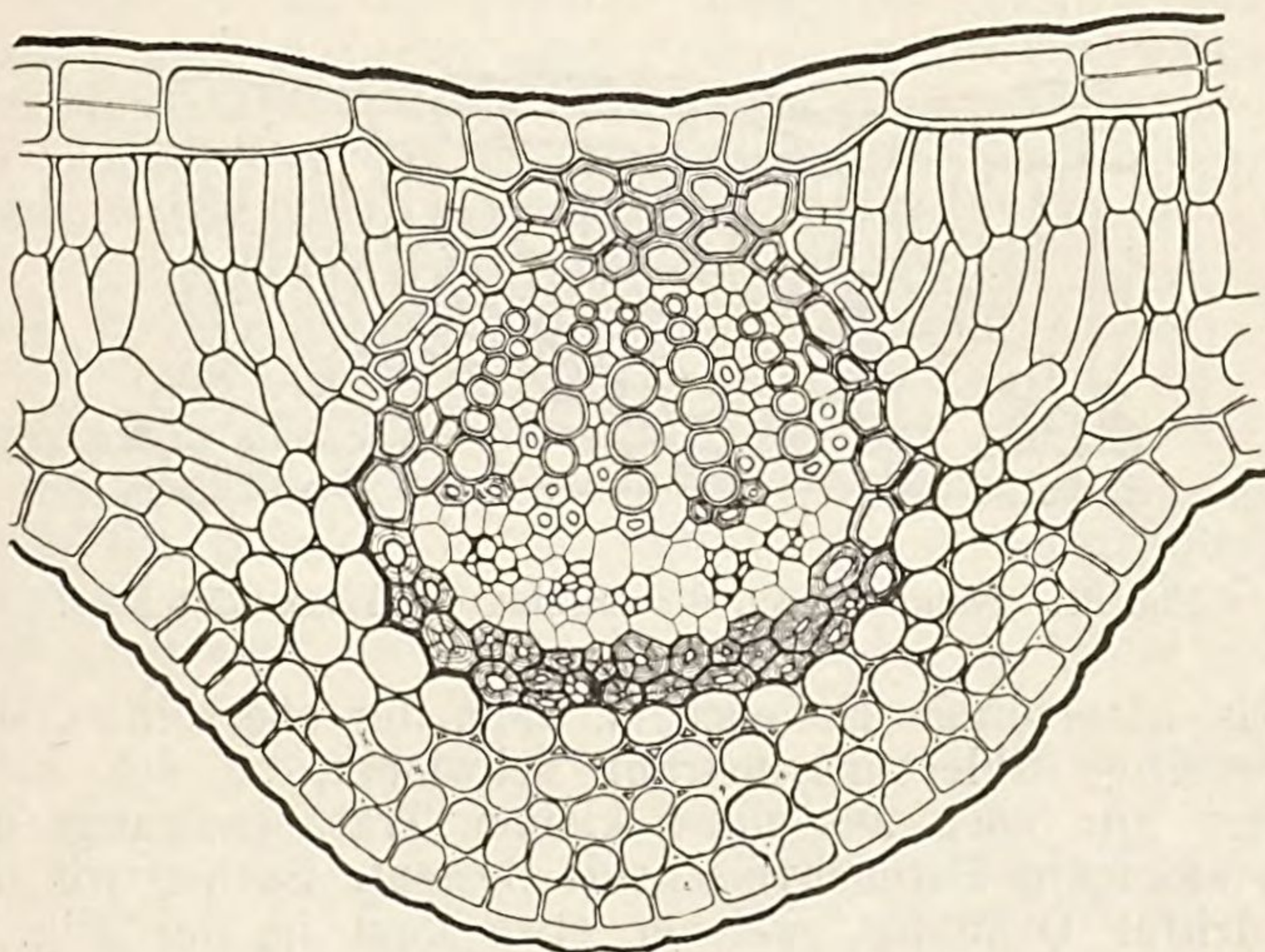


Fig. 20. Querschnitt durch den Nervenzweig 1. Ordnung des Blättchens von *Rosa centifolia*.

systemes, des Systemes der rippenförmig vortretenden Blattnerven, der Blattrippen, dient. Hierauf folgt eine im Querschnitte halbmondförmige Schicht von Sklerenchymfasern, also ein rinnenförmiger Sklerenchymstrang. Dieser besteht aus Sklerenchymfasern, welche denen gleichen, die wir in der Rinde der Rosenachse fanden, festigt weiter den Nerven und stützt und schützt zugleich den Siebteil des Leitbündels. Zu ihm kommt, ähnlich wie wir es beim Leitbündel der Achse von *Ranunculus* sahen, ein der Oberseite des Leitbündels anliegender Sklerenchymstrang, dessen Elemente weitlumige Sklerenchymzellen sind, welche die Oberseite der biegefest gebauten Träger, dort, wo sie vorzüglich auf Zug beansprucht wird, weiter verstärken. Manchmal nehmen die Stelle des unter der oberseitigen Epidermis liegenden Sklerenchyms ganz oder teilweise kollenchymatische Zellen ein, und meist begegnen wir in den Zellen, welche der Scheide dicht anliegen, einzelne Krystalle von Calciumoxalat (Oxalatkristalle).

Der Tracheenteil des Leitbündels zeigt Längsreihen, welche aus weiten Tracheen und Fasertracheiden (die in der Abbildung etwas zu sehr sklerenchymfaserähnlich gezeichnet sind) bestehen, und welche wir auch hier als Tracheenstränge bezeichnen können. Dazwischen liegen deutliche Streifen von Parenchymgewebe, die den Markstrahlen des Holzes der Achse entsprechen, und hier als „Bündelstrahlen“ bezeichnet werden können. Die Bündelstrahlen laufen auch durch den Siebteil des Leitbündels hindurch, die einzelnen Siebstränge, welche in der Abbildung etwas schematisch gezeichnet sind, voneinander scheidend. Hier und da sieht man im Parenchym des Siebteiles des Bündels auch Oxalatzellen liegen.

Wir werfen nun weiter einen Blick auf den Querschnitt der Leitbündelzweige höherer Ordnung und sehen, wie es in Fig. 21 dargestellt ist, daß dieselben alle (mit Ausnahme der stärksten Zweige zweiter Ordnung) ganz in das Gewebe der Blattlamina eingesenkt sind, und daß von den stärkeren zu den schwächeren Nerven hin,

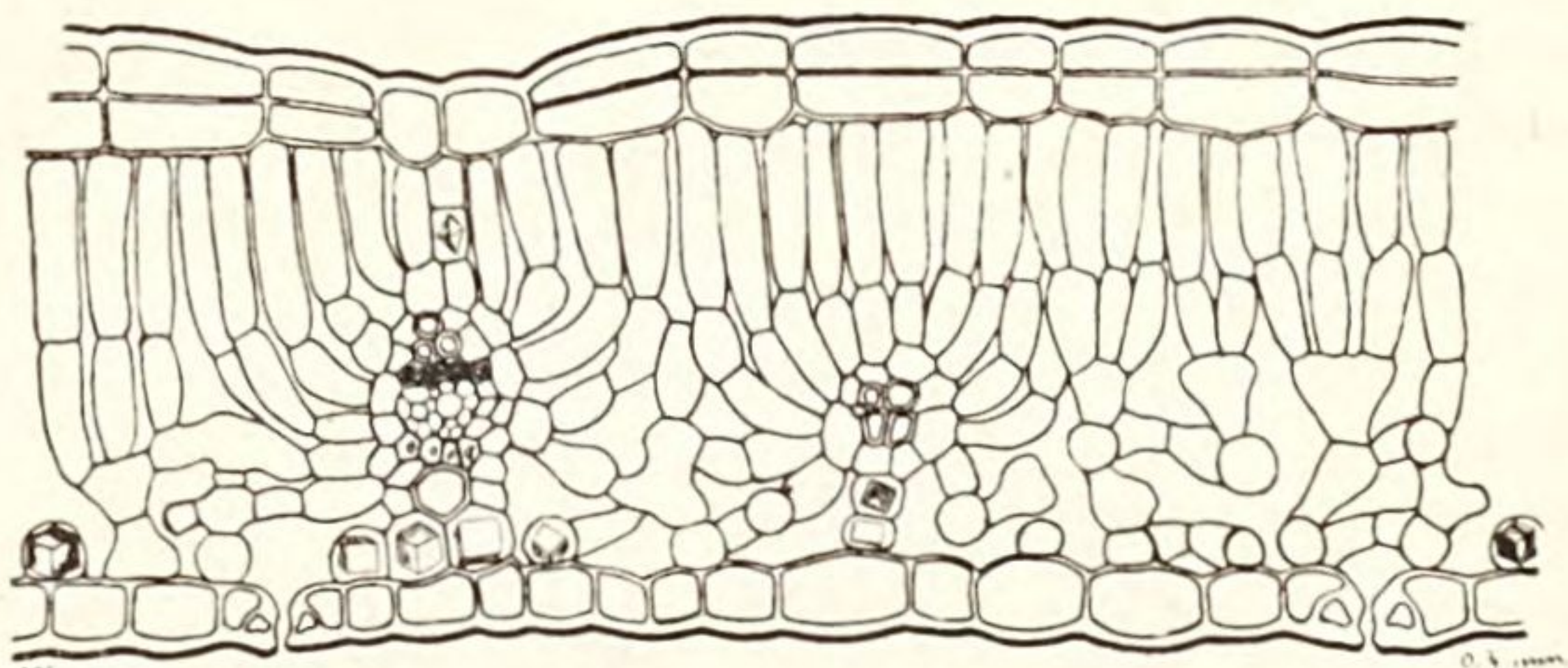


Fig. 21. Schnitt durch die Lamina des Rosenblättchens.

zuerst das unterseitige Kollenchym, dann der oberseitige, schließlich der unterseitige Sklerenchymstrang schwindet, so daß zuletzt der ganze Nerv nur noch aus einem kleinen Tracheenstrange und einer rings geschlossenen Parenchymscheide besteht. Suchen wir uns einen Nerven dritter Ordnung, welcher etwa dem in der Fig. 21 links liegenden entspricht, so sehen wir zwischen der parenchymatischen Scheide des Leitbündels und der hier etwas eingesenkten Epidermis eine Reihe von kollenchymatischen Zellen liegen, in denen hier und da Oxalatkrystalle auftreten. Eine ähnliche Leiste verbindet die Basis des Bündels mit der Epidermis. Diese Nerven dienen als mechanische Streben zwischen den Epidermen des Blattes, auch sie sind noch, wie die stärkeren Nerven vom mechanischen Standpunkte als I-förmige Träger aufzufassen, deren Füllung von dem Leitbündel gebildet wird. Die obere Gurtung wird meist auf Zug, die untere meist auf Druck beansprucht.

Wir gehen nun zur Betrachtung des „Mesophylls“ (der Gesamtheit der von den Epidermen eingeschlossenen Gewebe, mit Ausschluß der Leitbündel) und der beiden Epidermen über. Die Epidermis der Oberseite ist nicht selten in 2 Zellen geteilt, die der Unterseite ist einschichtig, und sind ihr zahlreiche Spaltöffnungsapparate eingelagert. Der obere Teil des Mesophylls wird von 2 Schichten von auf der Epidermis senkrecht stehenden, langgestreckten Chlorophyllparenchymzellen, „Pallisadenzellen“, gebildet. Beachten wir den Verlauf der

Pallisadenzellen genau, so sehen wir, daß keine Pallisadenzelle an irgend einer Stelle nach unten zu frei endet; wir sehen, wie sich die Elemente der unteren Pallisadenzellenschicht teilweise direkt an die parenchymatischen Scheidenzellen der Leitbündel ansetzen, teilweise durch gestreckte Zellen des Schwammparenchyms direkt damit verbunden werden, teilweise aber auch zu mehreren oder einzeln an Zellen des Schwammparenchyms ansetzen, die dann nicht selten oben verbreitert sind (Fig. 21). Die Pallisadenzellen, welche direkt von dem die Assimilation bewirkenden Lichte getroffen werden und am kräftigsten assimilieren, sollen das Wasser und die anorganischen Nährstoffe, möglichst direkt von den Tracheen beziehen und müssen auch die Assimilate schnell ableiten können. Das Schwammparenchym, welches den unteren Teil des Mesophylls bildet, ist ein lockeres, mit großen Intercellularräumen versehenes Chlorophyllparenchym, dessen Zellen ebenfalls alle miteinander verbunden sind, so daß freie Enden nicht vorkommen.

Es dient in hervorragendem Maße als Absorptionsorgan der Kohlensäure und, ebenfalls infolge seiner großen Oberfläche, als Verdampfungsapparat für das die anorganischen Nährstoffe führende Wasser. Zugleich ist es ein transitorischer Speicherapparat für die Assimilate, welche nicht schnell genug abgeleitet werden können.

Ein vollkommenes Verständnis des Blattbaues erlangen wir erst, wenn wir Flächenschnitte des Blattes untersuchen. Wir stellen einen Flächenschnitt von der Oberseite des Blattes her, indem wir das ganze Blatt in die Hand nehmen und mit dem Messer von der Oberseite ganz flache Oberflächenschnitte wegnehmen. Wir legen die Schnitte in Choralhydrat und beobachten sie sofort. Wir erkennen die geradwandigen Epidermiszellen (Fig. 22) und darunter die ganz dicht stehenden Pallisadenzellen. Ueber dem Nerven

Fig. 22.

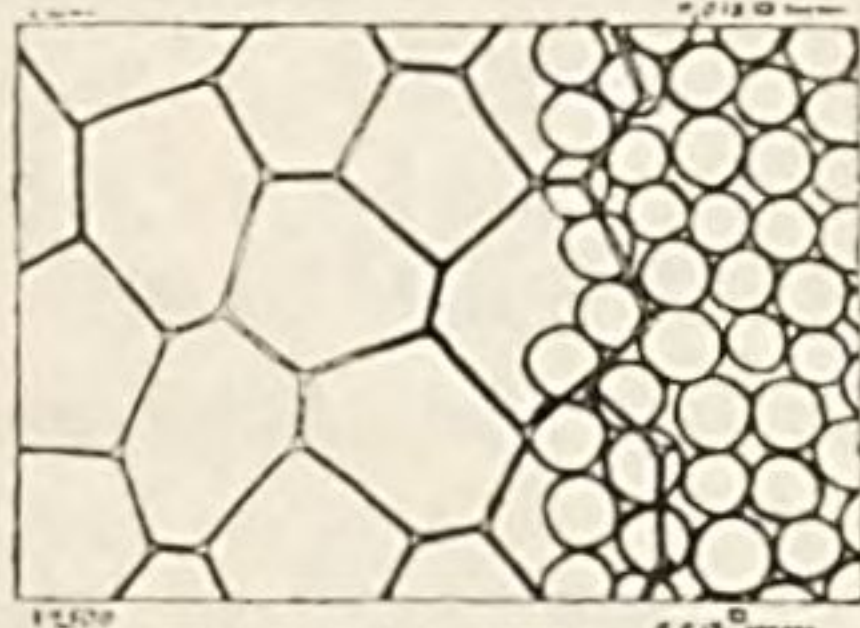


Fig. 23.



Fig. 22. Epidermis der Blattunterseite, mit den darunterliegenden Pallisadenzellen.

Fig. 23. Epidermis der Blattoberseite mit Spaltöffnungen.

sind die Epidermiszellen gestreckt, und unter ihnen sehen wir die längsgestreckten Kollenchym- und Sklerenchymzellen und zahlreiche Zellen liegen, welche Calciumoxalatdrusen und Einzelkrystalle dieser Substanz führen.

An den Kanten von in ähnlicher Weise hergestellten Schnitten der Blattunterseite, welche wir mit der Epidermis nach oben aufgelegt haben, sehen wir sehr schön die Epidermiszellen mit ihren zum Zwecke der Aussteifung des Zelllumens wellig gebogenen Wänden und die zahlreichen Spaltöffnungsapparate (Fig. 23). Unter der Epidermis

liegt das eigentümlich gebaute Schwammparenchym. In den unter der Epidermis der Nerven liegenden Zellen sind große Mengen von Oxalat abgelagert.

Wir drehen einen passenden Flächenschnitt der Unterseite um und suchen uns die letzten Endigungen der Nerven auf. Wir sehen, daß dieselben (Fig. 24) aus Tracheiden bestehen, welche von einer

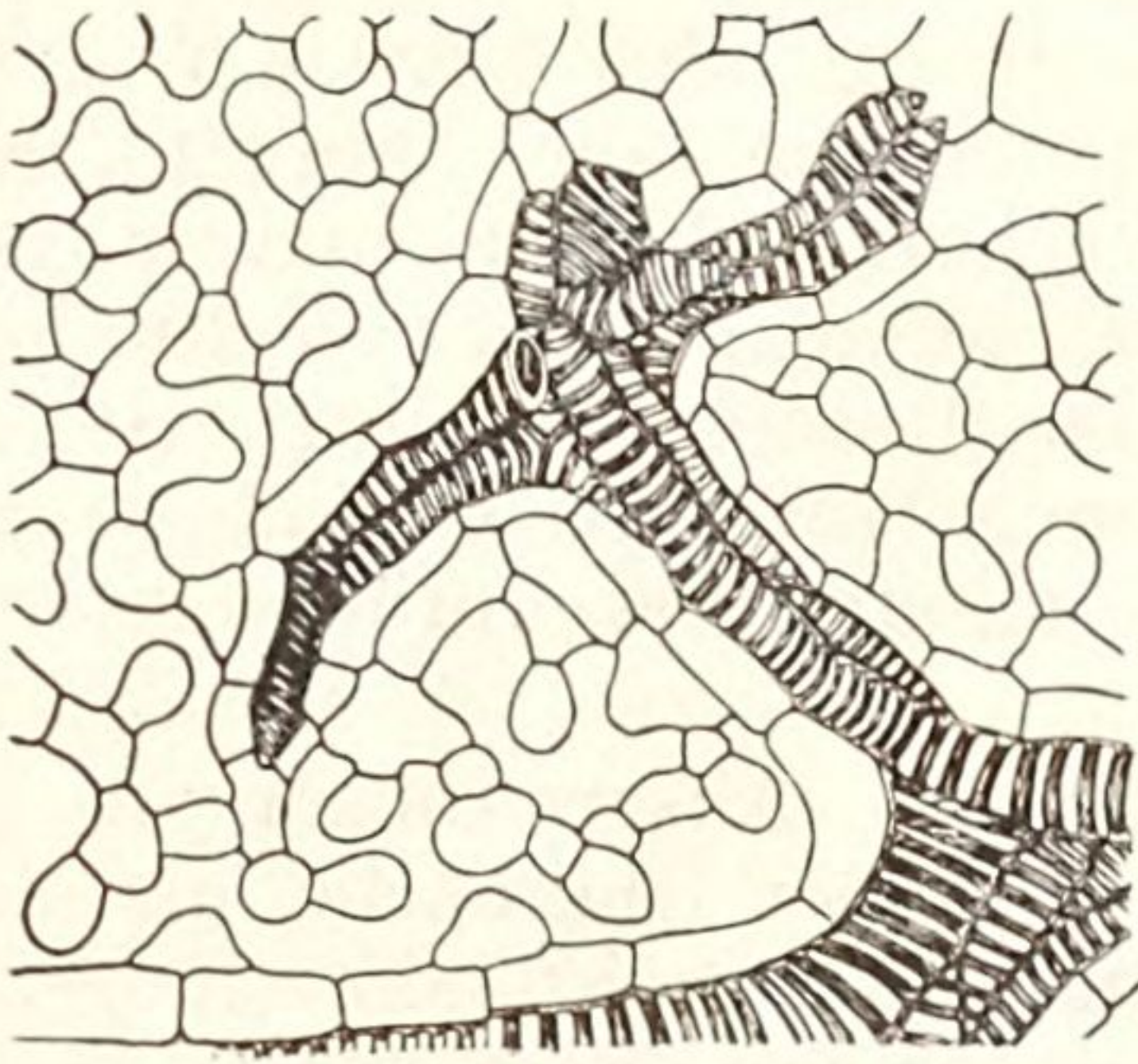


Fig. 24. Flächenschnitt durch die mittlere Partie der Lamina des Rosenblättchens; Endigung des Nerven im Schwammparenchym.

Scheide von Parenchymzellen umgeben sind. An diese Scheide setzen sich die Schwammparenchymzellen direkt an. Wir verfolgen das ganze Anastomosennetz und beachten in demselben die Tracheenstränge. Dieselben sind in den Nervenzweigen erster Ordnung sehr dick und werden bis zur Nervenendigung hin immer dünner. Sie stellen ein höchst zweckmäßig eingerichtetes Wasserleitungssystem dar, welches die von der Wurzel aufgenommene Bodenflüssigkeit durch die Achse übermitteln erhält und an jede einzelne Pallisadenzelle und Schwammparenchymzelle fast direkt abgibt. Wir beachten ferner, daß die zahlreichen Spaltöffnungen eine direkte

Verbindung zwischen der Außenluft und dem Luftraume des lockeren Schwammparenchyms herstellen, den Zutritt der Kohlensäure und den Austritt des Wasserdampfes erleichternd.

Einige Flächenschnitte der Unterseite benutzen wir zur Anstellung einiger Reaktionen mit den Oxalatkrystallen. Wir legen einen Schnitt, die Epidermis nach oben, in Wasser, decken ein Deckglas auf, setzen seitlich eine ganz geringe Menge von Salzsäure zu und saugen das Wasser von der anderen Seite etwas ab. Trifft die verdünnte Salzsäure das Oxalat, so löst sie es auf. In Essigsäure würde sich das Oxalat nicht lösen. Einen anderen Schnitt befeuchten wir nur mit Wasser, legen ein Deckglas auf und setzen dann seitlich konzentrierte Schwefelsäure zu. Diese verwandelt das Oxalat in Calciumsulfat, welches in Nadeln auskrystallisiert.

Um uns das Mesophyll eines Blattes noch im frischen Zustande anzusehen und zugleich die ungegliederten Milchröhren kennen zu lernen, untersuchen wir noch ein lebendes Blatt von *Euphorbia Lathyris* Scop. Die Pflanze ist zweijährig und behält die Blätter im Winter.

Wir wischen die Oberfläche eines Blattes zuerst, ohne das Blatt zu drücken, etwas ab, um das Wachs zu entfernen, welches die Kutikula bedeckt, dann stellen wir einen dünnen Oberflächenschnitt her, den wir, die Epidermis nach oben, in Wasser legen. Wir beobachten mit Objektiv V und sehen unter der Epidermis die Pallisadenzellen, zwischen diesen aber dickwandige, der Oberfläche parallel laufende Röhren, ungegliederte Milchröhren. Dieselben sind meist leer, da der Inhalt ausgeflossen ist. Wo der Inhalt vorhanden ist, sieht er trübe und gelblich aus. Wir erkennen, daß viele Milchröhren der Epidermis direkt anliegen, und daß die Milchröhren verzweigt sind,

ohne miteinander zu anastomosieren. Wir zeichnen ein Stückchen der Epidermis mit der darunterliegenden Milchröhre und einigen Pallisadenzellen, event. mittels des Zeichenapparates. Wir legen den Schnitt in Safraninlösung, entfernen ihn daraus, wenn die Epidermiszellen ihren Inhalt rot gefärbt haben, und legen den Schnitt dann in Wasser. Auf der Hinterseite der Epidermiszellen erkennen wir jetzt einen rotgefärbten Zellkern mit seinem Kernkörperchen, um ihn herum sehen wir kleine grünliche Chromatophoren liegen.

Einen Flächenschnitt der Blattunterseite legen wir in Alkohol, setzen seitlich an das Deckglas ein Tröpfchen Glycerin und beobachten sofort bei hoher Einstellung. Wir sehen dann den abwischbaren körnigen Wachsüberzug der Kutikula deutlich. Wir erkennen bei weiterer Beobachtung viele Spaltöffnungen, ein lockeres Schwammparenchym und Milchröhren.

Wir trennen die Lamina rechts und links von dem Hauptnerven eines Blattes ab, zerschneiden die Lamina in 0,5 cm lange Stückchen, legen diese aufeinander und das ganze Paket so zwischen trockenes Holundermark, daß wir den Querschnitt durch die Nervenzweige erster Ordnung führen können, und stellen dann dünne Querschnitte her. Diese legen wir, ohne sie zu drücken, in ein Gemisch von 1 Tropfen Glycerin und 10 Tropfen Wasser (damit die Chlorophyllkörner nicht zerstört werden), legen das Deckglas locker auf und beobachten. Wir sehen jetzt in den Pallisadenzellen, die in einer Schicht vorhanden sind, und in den Zellen des sehr lockeren Schwammparenchyms die zahlreichen Chlorophyllkörner und vielleicht auch einen Sekrettropfen. Die Querschnitte der dicht unter der Epidermis der Oberseite, eingeklemmt zwischen den oberen Enden der Pallisadenzellen, liegenden Milchröhren erkennt man leicht wieder. Auch im Schwammparenchym findet man die Querschnitte der Milchröhren leicht.

Wir schneiden zuletzt ein Blatt von der Pflanze ab, fangen den ausfließenden Milchsaft auf einem Objektträger auf und finden so in dem Milchsaft Stärkekörner, welche durch ihre selten bei Stärkekörnern vorkommende Stabform ausgezeichnet sind.

25. Allgemeines über die Milchröhren.

Die Milchröhren, welche wir bei *Euphorbia* kennen lernten, gehören zu den ungegliederten Milchröhren, welche aus einer Meristemzelle hervorgehen, die sich mit dem Wachstum der Pflanzengewebe streckt und, sich reich verzweigend, oft die Länge einer ganzen Pflanze annimmt.

Die ungegliederten Milchröhren (schön zu studieren in der Rinde von mit Sublimatalkohol gehärteten ganzen Zweigen von *Euphorbia Myrsinites*) besitzen einen stets lebenden Protoplasten. Derselbe besteht aus einem Cytoplasmabelag, in welchen zahlreiche längsgestreckte Zellkerne und Leukoplasten eingebettet sind, welche Stärkekörner (bei *E. Myrsinites* knochenförmige Stärkekörner) führen können. Niemals liegen die Stärkekörner im Milchsaft, wenn die Zelle nicht zerstört ist. Der Milchsaft ist in einer die ganze Zelle durchziehenden, centralen Vakuole enthalten. Die Zellwand besitzt relativ wenige Tüpfeln, durch welche Plasmaverbindungen hindurchtreten.

Ungegliederte Milchröhren kommen, außer bei den *Euphorbiaceen*, auch noch bei *Apocynaceen*, *Asclepiadaceen*, *Urticaceen* und *Moraceen* vor.

Außer den ungegliederten Milchröhren giebt es gegliederte. Die-

selben entstehen aus Reihen längsgestreckter Meristemzellen, welche unter meist vollkommener Lösung der Querwände, selten unter nur sehr weiter Perforation derselben (*Chelidonium*) miteinander zu Röhren verschmelzen. Diese Röhren werden meistens durch quer verlaufende Anastomosen verbunden, die entweder dadurch entstehen, daß die Seitenwände einzelner, zwischen zwei vertikalen Hauptstämmen der Milchröhren liegender Meristemzellen perforiert, und letztere so zu horizontal verlaufenden Brücken werden, welche die Hauptstämme verbinden, oder seltener so, daß zwei ursprünglich miteinander seitlich in Berührung stehende Meristemzellen bei weiterem Gewebewachstum auseinandergedrängt werden, dabei aber an bestimmten Stellen in Verbindung bleiben und dort zu miteinander verwachsenen Armen auswachsen.

Das so entstandene Netz von Milchröhren durchzieht oft ganze Organe, ja selbst die Pflanze von der Wurzel bis zur Achsenspitze. Das

Cytoplasma bildet einen zusammenhängenden Belag des ganzen Röhrensystems, in welchen Zellkerne eingelagert sind (Fig. 25); dieser Cytoplasmabelag umschließt den Milchsaft.

Um sich mit den gegliederten Milchröhren bekannt zu machen, untersuche man die frische Wurzel von *Leontodon taraxacum*. Schneidet man diese durch, so quillt aus der Rinde reichlich Milchsaft heraus. Trägt man einige Scheiben ab, so wird das Milchen schwächer und man sieht zuletzt, daß der Milchsaft aus Ringzonen heraustritt. In diesen Ringzonen liegen von Milchröhren begleitete Siebstränge. Man stellt zuerst einen Querschnitt durch eine Partie einer solchen Zone her, dann einen Tangentialschnitt und findet in beiden die Milchröhren neben den Siebröhren leicht (Abbildung Drogenkunde, Bd. I, S. 260). Gegliederte Milchröhren finden sich bei den Euphorbiaceen in der Gattung *Manihot* etc., ferner bei den Papaveraceen, bei den Campanulaceen, bei den Compositen (*Cichorieae*), bei den Lobeliaceen und Papayaceen.

Die Milchsäfte enthalten im allgemeinen sehr verschiedenartige Bestandteile, unter denen Gifte und bittere Stoffe häufig

sind. Im Milchsaft von *Euphorbia resinifera* sind Aepfelsäure, Gummi, scharfes Harz, Kautschuk, Euphorbon, Salze (vorzüglich Calciumsalze) nachgewiesen worden. Im Milchsaft von *Papaver somniferum* sind etwa 15 Alkaloide enthalten, von denen Morphin, Narcotin, Codein hervorgehoben sein mögen, die zusammen oft über 20 Proz. des trockenen Milchsaftes ausmachen, und teilweise als Mekonsäuresalze in dem Milchsaft vorkommen. Ferner sind darin Gerbstoff, Kautschuk, ein wenig eines wachsähnlichen Stoffes, Pektin, Aschenbestandteile, Spuren von Zucker aufgefunden worden. Es fehlt Fett und Stärke. Im Milchsaft von *Lactuca virosa* L. kommen Kautschuk, Laktucerin (in Benzin löslich), das in Alkohol und Wasser

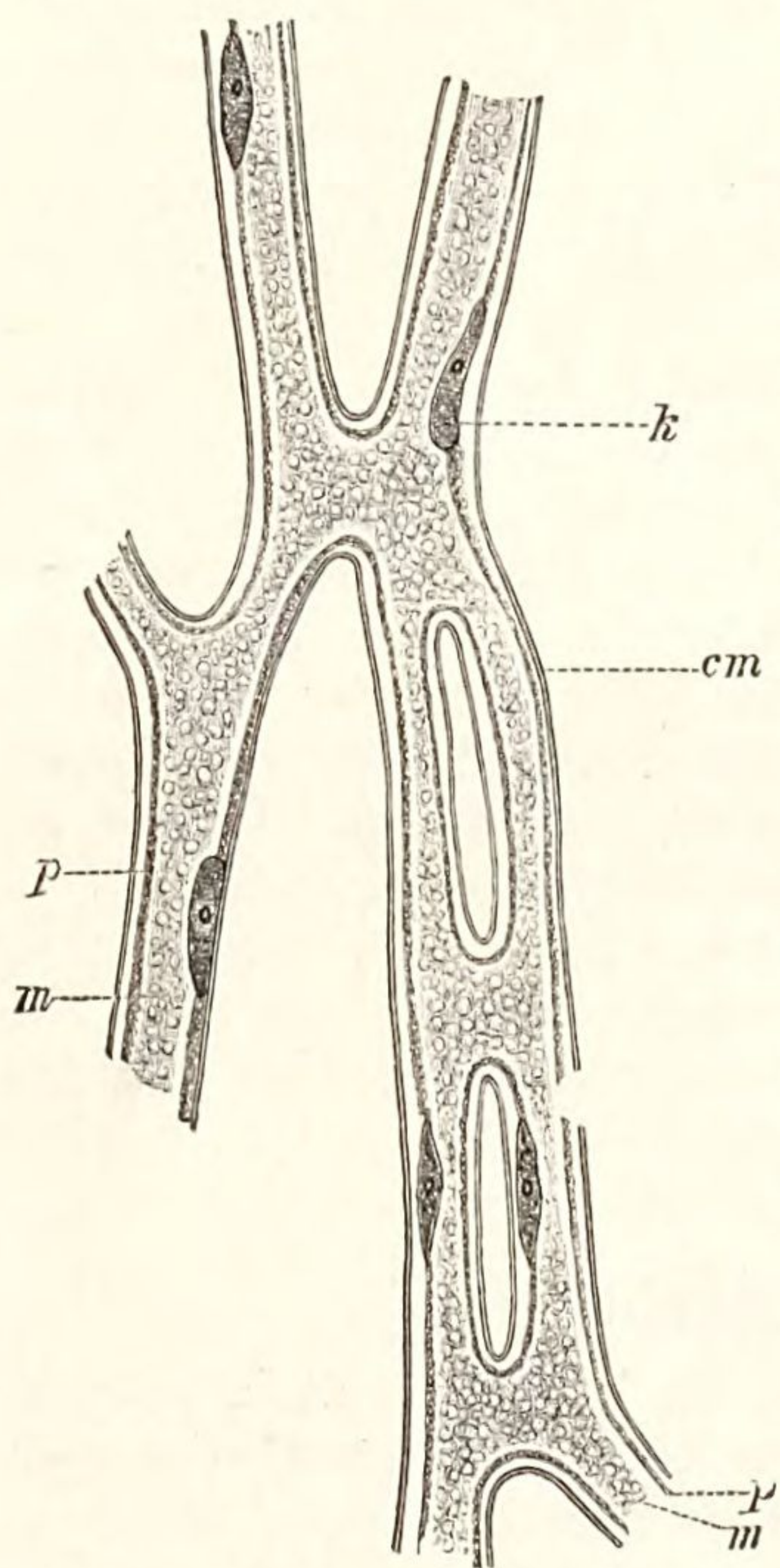


Fig. 25. Gegliederte Milchröhre aus der Wurzel von *Sonchus palustris*.

lösliche Laktucin, die Laktukasäure, das bittere Laktukopikrin, freie Oxalsäure, Mannit, Kaliumnitrat etc. vor. Alle Milchsäfte scheinen ihre chemische Zusammensetzung in den verschiedenen Vegetationsperioden zu ändern.

Sehr häufig scheiden sich aus den Milchsäften Krystalle aus, wenn man einen Tropfen derselben auf einem Objektträger eindampfen läßt; so z. B. entstehen im Milchsafte von *Taraxacum*, wenn man ihn im Frühling untersucht, meist schöne Sphärokrystalle. Die physiologische Bedeutung der Milchröhren ist nach den bisher vorliegenden Daten noch nicht mit Sicherheit zu erkennen. Selbstverständlich erscheint es, da sie einen normalen Protoplasten enthalten, daß sie sich an der Stoffspeicherung und Stoffleitung annähernd so stark beteiligen wie Parenchymzellen. Die physiologischen Thatsachen, welche HABERLANDT (S. 295) als Beweis für die Leistung der Milchröhren, als spezifische Nährstoffe leitende Organe anführt, sind ungenügend, teilweise sogar unrichtig, wenigstens soweit sie ein Vorkommen der Stärkekörner im Milchsafte annehmen. Dafür, daß die Milchröhren auch Nährstoffe leiten, spricht vielleicht am meisten die Thatsache, daß Pflanzen, welche Milchröhren besitzen, manchmal relativ kleine Siebröhren führen. Die Hauptleistung der Milchröhren für die Pflanze scheint darin zu bestehen, daß sie die Pflanze gegen die Angriffe von Tieren schützt. Da Milchsaft beim Eintrocknen an der Luft fest und in Wasser unlöslich wird, so bewirkt er schnell einen Verschuß der Wunden, welche durch Tiere veranlaßt werden.

26. Haare, Drüsenhaare und Raphidenapparate.

Solche vegetative Organe, welche nicht aus Blatt-, Wurzel- oder Achsenanlagen hervorgehen, nennen wir Nebenorgane der Pflanze, und zu diesen Nebenorganen gehören auch die „Haare“, „Drüsenhaare“ und „Drüenschuppen“, von denen wir jetzt ein paar Beispiele betrachten wollen. Sehr eingehend findet man diese Organe bei DE BARY S. 58 u. f. und S. 93 u. f. besprochen. Die Funktion der oft höchst eigenartig gestalteten Haare der oberirdischen Pflanzenteile ist mannigfaltig. Die toten, trockenen Haare sind oft als Lichtschirm und Herabminderer des Luftwechsels an der transpirierenden Fläche von Bedeutung. Viele spitze Haare wirken als Schutzmittel gegen den Angriff von Tieren, und ebenso sind die Drüsenhaare und Drüenschuppen wohl meist als derartige Schutzeinrichtungen aufzufassen. Wieder andere Haare werden von der Pflanze als Haftorgane und Flugapparate benutzt.

Wir wählen als Material zuerst die Chrysanthemumpflanze und die chinesische Primel, die ja beide leicht in jeder Gärtnerei zu erhalten sind, dann *Pistia*. *Pistia* wird überall in den botanischen Gärten kultiviert und ist (wie *Chrysanthemum* und *Primula*) Sommer und Winter in lebendem Zustande zu beschaffen und zu benutzen.

Das Blatt der Chrysanthemumpflanze der Gärtnereien (*Chrysanthemum indicum* + *morifolium*) ist mehr oder weniger dicht behaart. Wir betrachten die Unterseite des Blattstieles und der Blattspreite mit der Lupe und sehen, daß dieselben mit Haaren besetzt sind, welche scheinbar parallel zur Längsrichtung des Blattes gestellt sind.

Wir stellen einen Flächenschnitt durch die Oberseite des frisch gepflückten Blattes her und legen denselben in Chloralhydratlösung ein, der wir bald etwas Glycerin zusetzen. Wir sehen, daß zwischen

den Epidermiszellen dreierlei Organe eingefügt sind: 1) stark lichtbrechende, mit Sekret gefüllte, eiförmige Drüschuppen, 2) Spaltöffnungsapparate, 3) eigentümliche Haare. Wir betrachten die Haare. Wir sehen, daß dieselben aus einem von unten nach oben schmaler werdenden, 3- bis 6-zelligen Stiele bestehen, auf dem oben eine breite und lange Zelle quer aufliegt (Fig. 26). Legen wir das mit Chloralhydrat behandelte Haar so, daß man von oben darauf sieht, so erscheint die querliegende Zelle schlank wetzesteinförmig, beiderseits etwas zugespitzt; der optische Querschnitt der obersten Zelle des Stieles ist kreisrund. Liegt ein Haar niedergedrückt, so daß man es von der Seite sieht (was man leicht dadurch erreichen kann, daß man das

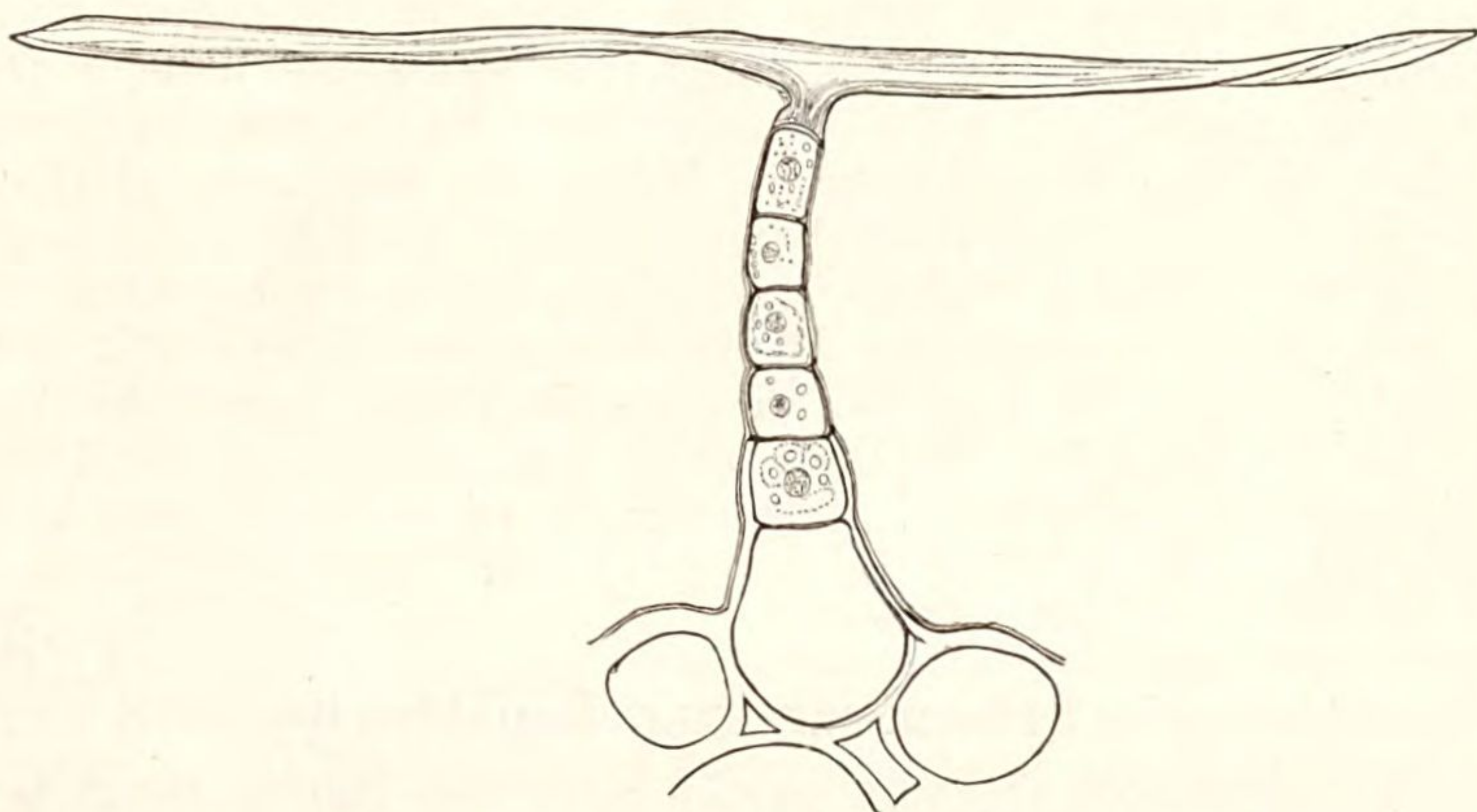


Fig. 26. Haar des Laubblattes von Chrysanthemum.

Deckglas unter gelindem Druck etwas seitlich verschiebt), so erkennt man, daß vorzüglich die unteren Zellen des Stieles relativ dicke Wände besitzen, die von einer kräftigen Kutikula überzogen sind. Die Membran der oberen Zellen des Stieles ist gelblich gefärbt. Wir legen einen frischen Flächenschnitt in ein Tröpfchen konzentrierte Schwefelsäure. Sofort treten die zweizelligen, eiförmigen Drüschuppen, welche das stark riechende Sekret enthalten, dem die Blätter ihren Geruch verdanken, mit brauner Farbe hervor, da sich das ätherische Oel derselben durch Schwefelsäure bräunt. Die Zellen der Haare verhalten sich gegen Schwefelsäure verschieden. Die Querzelle löst sich bald auf; von den basalen Stielzellen bleibt nur die Kutikula übrig, während bei der obersten Stielzelle auch die Wände der Schwefelsäure Widerstand leisten und sich nur bräunen.

Wir stellen uns schließlich einige Querschnitte durch den Blattstiel eines $\frac{3}{4}$ erwachsenen Blattes her, achten aber dabei darauf, daß wir die Haare des Stieles nicht drücken, schneiden den Stiel also aus freier Hand. Die Schnitte legen wir in Wasser. Wir sehen dann, daß da, wo die Haare intakt sind, sich meist eine Luftschicht um die senkrecht auf der Epidermis stehenden Stiele der Haare erhält, und erkennen ferner bei genauer Untersuchung der Stielzellen, daß dieselben lebend sind. Sie enthalten Zellkerne und Chlorphyllkörner. Die quer oben aufliegende Zelle ist tot. Die Stiele der Haare fallen auch bei großer Trockenheit nicht zusammen, so daß die quer liegen-

den Haare einen stabilen, abstehenden Schirm bilden, welcher einmal die Transpiration mindert, dann aber auch die Benetzung des Blattes erschwert. Die toten quer liegenden Zellen brauchen keine Nährstoffe und kein Wasser; sie sind von den lebenden Zellen gut abgeschlossen und beanspruchen letztere daher nicht im geringsten; sie wirken, da sie lufthaltig sind, als Schutz gegen zu intensive Beleuchtung und zu intensive Abkühlung.

Ein zur Untersuchung günstiges Beispiel für Drüsenhaare liegt in den drüsigen Köpfchenhaaren von *Primula sinensis* vor. Wir stellen, ohne die Haare zu berühren, aus freier Hand einige Querschnitte durch den Stiel eines frisch abgeschnittenen, jungen Laubblattes der Pflanze her und beobachten einen dieser Schnitte, nach vorsichtigem Auflegen eines Deckglases, mit der schwachen Vergrößerung. Wir sehen dann zahlreiche Drüsenhaare mit ein- bis siebenzelligem Stiele und kleiner, köpfchenförmiger Endzelle, welcher ein Tropfen gelblichen ätherischen Oeles aufzusitzen scheint. Wir fügen zu dem Schnitte Wasser, beobachten dann mit stärkerer Vergrößerung die Stielzellen genau und erkennen, daß dieselben lebend sind. Wir sehen zahlreiche kleine Chlorophyllkörner im Cytoplasma liegen, welches teilweise als zarter Wandbelag die Innenseite der Membran überzieht, teilweise Fäden durch das Zellinnere sendet, in denen dann der Zellkern mit deutlichem Kernkörperchen liegt. Auch in der kugelförmigen Drüsenzelle, welche das Sekret an der Spitze trägt und erzeugt hat, sehen wir einen Protoplasten. Der Oeltropfen an der Spitze des Haares bleibt erhalten; hier und da treten Krystalle darin auf.

Wir stellen zuletzt einen neuen Schnitt her, legen ihn vorsichtig unter das Deckglas und fügen seitlich konzentrierte Schwefelsäure hinzu. Es werden die Membranen der Drüsenzellen fast völlig gelöst; die Kutikula bleibt übrig. Mustern wir die Zellen durch, so sehen wir an einigen noch eine deutlich erhaltene kugelförmige Kutikula der Drüsenzelle auf halber Höhe aufsitzen, bei anderen sind nur noch basale Stücke der Kutikula zu sehen; von der Drüsenzelle bleibt trotz der Schwefelsäurebehandlung eine rings geschlossene Schicht übrig, und ist die Drüsenzelle, soweit die Kutikularblase sie umhüllt, auf ihrem Scheitel oft von einer blasigen, gegen Schwefelsäure widerstandsfähigen Schicht bedeckt. Wir erkennen so, daß das Sekret unter der emporgehobenen Kutikula der oberen Hälfte der Sekretzelle liegt. Eine Abbildung des Drüsenhaares finden wir bei DE BARY, S. 95.

Die Raphidenzellen der Blätter von *Pistia Stratiotes* L. wollen wir betrachten, weil sie uns Gelegenheit geben, eine Schleim und Raphiden (spitze, nadelförmige Calciumoxalatkrystalle) führende Zelle kennen zu lernen. Diese innerhalb der Interzellularräume liegenden Nebenorgane wirken wahrscheinlich als Schutzeinrichtungen der Pflanze gegen eindringende Wassertierchen.

Wir stellen einen Querschnitt durch das dicke Blattpolster der Blattunterseite her, gießen etwas Alkohol auf den Querschnitt, um die Luft auszutreiben und setzen dann, nachdem der Alkohol schnell ablaufen gelassen wurde, Glycerin hinzu. Zugleich stellen wir einige Schnitte her, welche wir in ein Uhrglas mit Alkohol legen und bis zur weiteren Untersuchung liegen lassen. Wir sehen, daß das Polster aus großen Lufträumen mit einschichtiger Wand aufgebaut ist; die Kammerwände bestehen hauptsächlich aus chlorophyllhaltigen Zellen,

in welchen kleine Oxalatkrystalle liegen. Zwischen den Parenchymzellen liegen kleine Zellen mit je einer großen Oxalatdruse. Einzelne Parenchymzellen sind zu auffallenden, haarartig vorstehenden Raphidenzellen geworden, die entweder nur auf der einen Seite ausgewachsen sind, und dann nur in eine Kammer hineinragen oder, was häufiger ist, an beiden Seiten spitz ausgewachsen sind und mit ihren beiden Enden deshalb in zwei benachbarte Kammern hineinragen. Wir untersuchen die letztere Art der haarartigen Raphidenzellen genauer. Sie sind spindelförmig und besitzen eine relativ dicke Cellulosemembran, die nur an den beiden Spitzen stark verdünnt ist. Innerhalb der Zellen sehen wir ein gelbliches Raphidenbündel liegen, dessen Mitte also ungefähr in die Mitte der Kammerwände der Luftkammern zu liegen kommt. Wir legen einen Schnitt aus dem Alkohol unter ein Deckglas und beobachten, unter Alkoholzusatz, sofort. Es zeigt sich jetzt das Raphidenbündel umgeben von einer stark lichtbrechenden Schicht, welche sich teilweise von der Wand abgehoben hat. Diese Schicht besteht aus Schleim. Dieser Schleim gehört zu denjenigen, welche sich mit Kupfersulfat und Kalilauge blau färben. Wir legen einen Schnitt zuerst $\frac{1}{2}$ Stunde in konzentrierte Kupfersulfatlösung, waschen ihn dann schnell ab und legen ihn in einen Tropfen Kalilauge. Nach 10 Minuten beobachten wir. Der Schleim erscheint nun blau gefärbt. Legen wir einen Schnitt in Jodjodkaliumlösung, so färbt sich der Inhalt der Zellen schwach braun; setzen wir seitlich Schwefelsäure zu, so wird der Schleim tiefbraun gefärbt.

Wir legen zuletzt einen frischen Schnitt in Wasser, wobei wir darauf achten, daß die Luft möglichst verdrängt wird, decken ein Deckglas auf, suchen mit der schwachen Vergrößerung eine Raphidenzelle auf und drücken mit der Nadel das Deckglas etwas fest auf die betreffende Stelle. Wir sehen dann, wie die Raphiden, infolge des Quellens des Schleimes, durch die feine Oeffnung des Endes der Zelle geschoßartig herausgepreßt werden. Dasselbe würde eintreten, wenn in der lebenden Pflanze ein eingedrungenes kleines Tier mit den Raphidenschläuchen in Berührung käme.

27. Die Blüte von *Brassica Napus* L.

An dem Blütenstande von *Brassica Napus* finden wir die Blüten in sehr verschiedenen Entwicklungszuständen. Wir wählen zur morphologischen Untersuchung der Blüte zuerst eine möglichst weit entwickelte, geschlossene Knospe (Alkoholmaterial oder besser frisches Material). Wir untersuchen vom Perianth zuerst den Kelch, welcher hier aus 4 Kelchblättern besteht. Heben wir das von der Achse des Blütenstandes abgewandte, vorn stehende Kelchblatt (Sepalum, Fig. 27 *Cb*) der Knospe hoch, so sehen wir, daß es zwei rechts und links von der Mediane der Blüte stehende Kelchblätter deckt. Ein viertes Kelchblatt (*a*) liegt nach der Hauptachse zu, deren Lage durch den Buchstaben *l* bezeichnet ist. Die Glieder des äußeren, medianstehenden zweigliederigen Wirtels von Kelchblättern sind an der Basis glatt; die Kelchblätter des transversalen Wirtels sind an der Basis stark vorgewölbt. Mit den 4 Kelchgliedern alternieren die 4 die Krone bildenden Kronenblätter (*e*) (Petal), welche auf gleicher Höhe stehen, also einen diagonal gestellten, viergliederigen Wirtel bilden. Entfernen wir die

4 Kronenblätter, so sehen wir das Androeceum, welches aus 6 Staubblättern besteht, deutlich. Zwei davon stehen rechts und links von der Mediane; es sind die kürzeren (*i*) des Diagrammes; sie stehen tiefer als die anderen, bilden einen zweigliederigen Wirtel und drehen die Innenseite ihrer Anthere dem Griffel der Blüte zu. 4 der Staubblätter sind länger und bilden einen Wirtel zusammen. Wir sehen je zwei derselben einander genähert stehen und diese (*k c*) sind ursprünglich aus einer sich erst später teilenden Anlage¹⁾ am Vegetationspunkte entstanden.

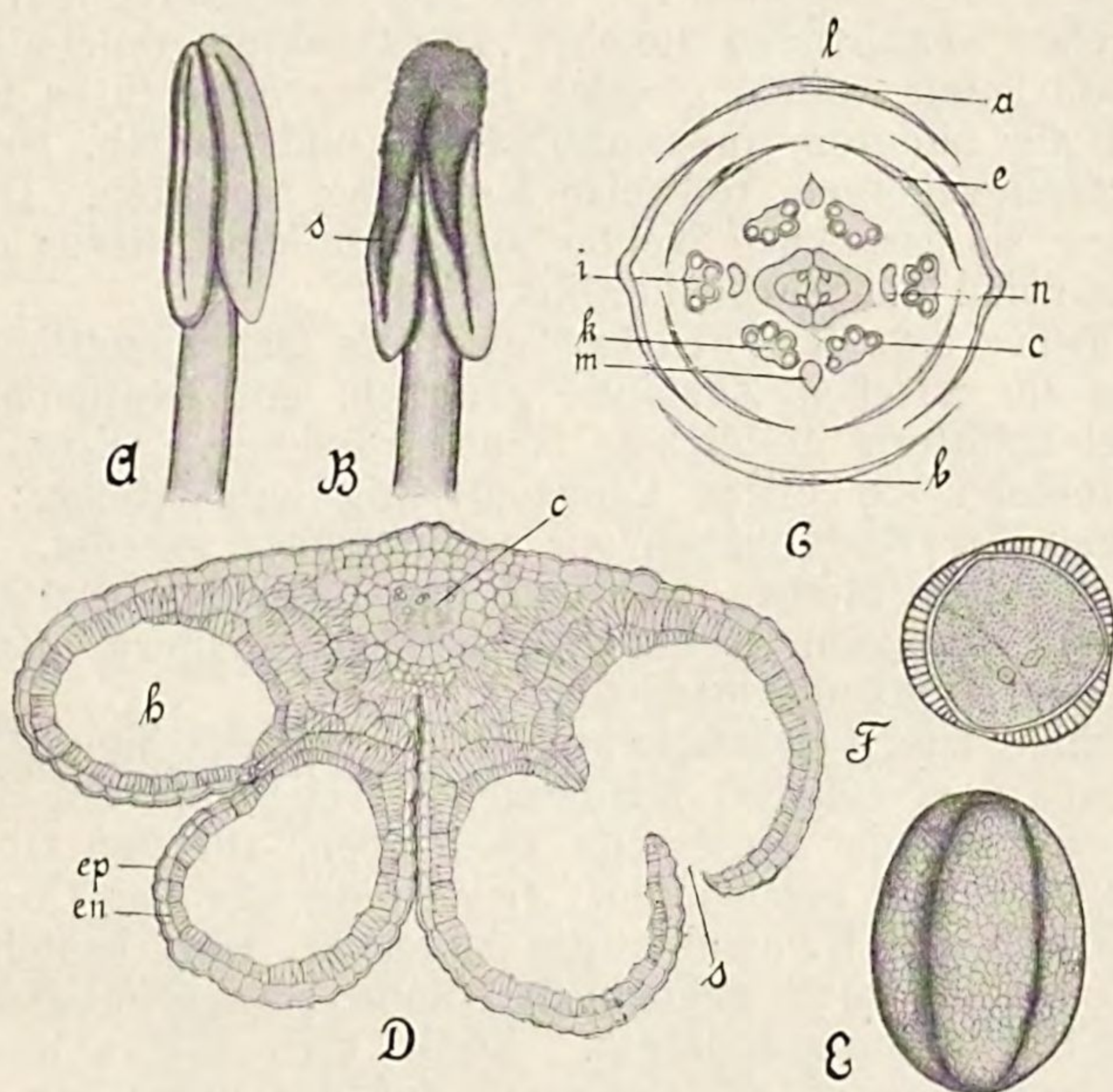


Fig. 27. Blüte von *Brassica Napus* L. *A* Staubblatt mit geschlossener Anthere; *B* Staubblatt mit geöffneter Anthere; *C* Diagramm der Blüte; *D* Querschnitt durch die Anthere; *E* Pollenkorn; *F* querdurchschnittenes Pollenkorn.

An der Basis von jedem Paare sehen wir einen Zapfen hervortreten, eine Nektardrüse (*m*); eine breitere derartige Drüse (*n*) erkennen wir nach Entfernung eines Staubblattes des unteren, zweigliederigen Wirtels im Winkel dieses Staubblattes. Das Gynaecium von *Brassica* besteht nur aus einem oberständigen Stempel. Dieser Stempel (Pistill) ist schlank, von hinten nach vorn etwas zusammengedrückt. Am Fruchtknoten (Germen) erkennen wir hinten und vorn eine Linie, welche die Ansatzstellen der Scheidewand des zweifächerigen Fruchtknotens bezeichnet. Der Griffel (Stylus) ist fast drehrund und trägt eine etwas kopfige Narbe (Stigma) mit einem flachen Spalt, welcher von rechts nach links über die Narbe läuft, so daß die stumpfen Narbenlappen über die beiden Enden der Scheidewand, also auch über die erwähnten Streifen zu liegen kommen.

1) Eine Anleitung zur Untersuchung der Entwicklungsgeschichte findet man in STRASBURGER'S Practicum, S. 600.

Der morphologische Bau der Blüte gewinnt an Verständlichkeit, wenn man sich die biologische Bedeutung ihres Baues klar macht. Die großen Nektardrüsen (*n*) in der Achsel der kürzeren Staubblätter sind die wichtigsten. Sie scheiden Nektar ab, der sich als großer Tropfen zuerst zwischen den Staubblattstielen der kurzen Antheren und der beiden seitlich davon stehenden längeren Antheren, sowie dem Fruchtknoten ansammelt, schließlich in die napfförmige Vertiefung des Kelchblattes hineinfließen kann. Diesen Nektarquellen wenden nicht nur die kurzen Antheren ihre sich öffnenden Fächer zu, sondern auch die längeren Staubblätter, welche rechts und links von derselben stehen, drehen ihre Antheren so, daß ihre pollenstaubbedeckte Seite sich der großen Nektardrüse zukehrt. Die Insekten, welche den Honig aus der Tiefe holen wollen, streifen mit einer Seite ihres Kopfes die Narbe, mit der anderen die Staubblätter, und werden, wenn sie zu anderen Blüten gelangen, teilweise Kreuzung bewirken. Die kleinen Nektardrüsen sondern auch Nektar ab, doch kann dieser genommen werden, ohne daß die Narbe berührt wird.

Anatomie des Kelchblattes. Die fast lanzettlichen Kelchblätter sind im frischen Zustande grünlich, mit häutigem, bei den äußeren Kelchblättern gelblichem Rande versehen. Dicht unter der Spitze erscheinen sie etwas kapuzenförmig aufgetrieben; über die Beschaffenheit der Basis haben wir schon früher geredet. Die gelblichen Kelchblätter bleiben während des Blühens erhalten, dienen also hier nicht nur zum Schutze der Knospe, sondern auch mit zur Anlockung der Kreuzungsvermittler.

Wir wählen zuerst Alkoholmaterial zur Untersuchung. Wir legen ein direkt aus dem Alkohol genommenes Kelchblatt mit der Innenseite, und eins mit der Unterseite nach oben, auf den Objektträger in Chloralhydrat und beobachten. Die Epidermis der Oberseite des Blattes, die also den Kronenblättern zugekehrt war, besteht aus gestreckten Zellen mit kaum gebogenen Wänden; zwischen diesen liegen vereinzelte Spaltöffnungsapparate. Stellt man mit stärkerer Vergrößerung tiefer ein, so erkennt man, daß das unter der Epidermis liegende Mesophyll aus langgestreckten, wenig verzweigten Zellen besteht, welche infolge des Auftretens großer Interzellularräume ein lockeres Schwammparenchym bilden. Innerhalb des Mesophylls verlaufen Leitbündel, deren Spiraltracheen schön hervortreten. An den anderen Blättchen beobachten wir, daß die Epidermis der Blattunterseite zahlreiche Spaltöffnungen führt und wohl hier und da ein wenig wellig gebogene Wände der Epidermiszellen erkennen läßt. Betrachten wir den häutigen Blattrand, so sehen wir, daß derselbe außen nur aus den Epidermiszellen aufgebaut ist, daß nach innen zu auch einige gestreckte Mesophyllzellen an seinem Aufbaue teilnehmen. Wir setzen nun zu dem Präparate Chloraljod und betrachten mit schwacher Vergrößerung die Nervatur des Kelchblattes. Wir sehen von der Basis aus einige Leitbündel in das Blatt eintreten, die am Rande durch Schleifen, in ihrem Verlaufe durch Anastomosen verbunden sind. Wir erkennen ferner in dem Mesophyll deutlich langgestreckte, schlauchartige Zellen, welche etwas intensiver gefärbt sind; es sind das sogen. Myrosinschläuche oder Eiweißschläuche, welche bei allen Cruciferen vorkommen und Behälter für ein Ferment, das Myrosin, sind.

Das Kronenblatt. Um uns über den Bau des Kronenblattes zu orientieren, legen wir auch hier zuerst ein ganzes Kronenblatt

(Alkoholmaterial) in Chloralhydrat und betrachten es mit schwacher Vergrößerung. Wir sehen ein einziges Leitbündel in das Kronenblatt eintreten, welches einige Zweige abgiebt, die sich teilweise nochmals verzweigen. Fast alle Zweige enden frei; Schlingen und Anastomosen sind nur wenige vorhanden. Schon mit der schwachen Vergrößerung erkennt man, daß die Epidermiszellen des schmalen basalen Teiles des Kronenblattes langgestreckt sind, während diese Zellen auf beiden Seiten der Spreite, von oben gesehen, isodiametrisch erscheinen. Bei Betrachtung der Epidermiszellen der Mitte des Kronenblattes, erkennen wir auf jeder Zellaußenwand zarte, dem Centrum der Wand zustrahlende Streifchen, kleine Leistchen der Kutikula, und können auch schon sehen, daß die Außenwand nicht eben, sondern zu einer kleinen Papille ausgestülpt ist. Stellen wir tiefer ein, so erkennen wir, daß das Mesophyll aus 3 bis 4 Schichten von sternförmig verzweigten Parenchymzellen besteht. Spaltöffnungen fehlen dem Kronenblatte. Wir stellen zwischen mit Alkohol befeuchtetem Holundermarke einen Querschnitt durch die Mitte der Spreite des Kronenblattes her und legen ihn, nachdem wir ein Haar beigelegt haben, in Glycerin unter Deckglas. Wir sehen dann, daß die Epidermiszellen der Oberseite stärker kegelförmig vorgewölbt sind als die der Unterseite, und daß der Zellkern der Epidermiszellen der Hinterwand der Zellen anliegt. Wir erkennen ferner, daß die Arme der Mesophyllzellen, welche senkrecht zur Epidermis stehen, relativ kurz sind.

Die zarte gelbe Farbe der Kronenblätter ist hier bei Brassica nur durch das Vorkommen von gelben Chromoplasten bedingt, während bei anderen Blüten wohl auch gelber Zellsaft an der Farbenbildung beteiligt ist. Steht uns frisches Material zur Verfügung, so legen wir ein lebendes Kronenblatt mit der Unterseite auf den Objektträger, in Wasser, fassen mit einer Pincette die obere Epidermis, reißen ein Stück derselben ab, legen dieses neben das Kronenblatt und beobachten. Wir sehen die in intaktem Zustande rundlichen, aber leicht vakuolig werdenden und dann zerfallenden, gelben Chromoplasten, vorzüglich auf der Hinterwand, in der Nähe des Zellkernes der Epidermiszellen liegen. In den Mesophyllzellen liegen kleinere Chromoplasten. Die Undurchsichtigkeit der Blätter wird durch den Luftgehalt der Interzellularräume bewirkt. Diejenigen Stellen des Blattes, in deren Interzellularräume Wasser eindringt, sehen wir durchsichtig, glasig werden.

Das Staubblatt. Wir betrachten zuerst ein Staubblatt einer noch nicht geöffneten Blüte (Fig. 27 A), am besten von lebendem Materiale, mit der Lupe. Wir sehen, daß ein sich oben verjüngender Staubblattstiel vorhanden ist (das Filament), welcher die Anthere auf seiner Spitze trägt, die, wie eine Pfeilspitze, zwei basale Zipfel bildet. Auf dem Rücken der Anthere erblicken wir die Epidermis des Konnektivs, welche aus großen, glänzenden, wasserreichen Zellen besteht. Drehen wir die Anthere um, so sehen wir die 4 Pollensäcke der Anthere durch 3 Furchen getrennt, von denen die mittlere zum Konnektiv führt und die beiden Antherenhälften trennt, vor uns. In einer eben geöffneten Blüte sehen wir jede Antherenhälfte nur durch einen Spalt (Fig. 27 B s) geöffnet und ihre Fläche mit Pollenkörner bedeckt. Die Anthere springt also nur mit 2 Spalten auf, welche je 2 Pollensäcke zugleich öffnen. Wie das zustande kommt, werden wir sogleich sehen.

Zur Untersuchung des Querschnittes der Staubblätter stellen wir von einer etwa $\frac{2}{3}$ entwickelten Knospe der Blüte (Alkoholmaterial) und zwar vom oberen Drittel derselben Querschnitte her. Wir erkennen die Antherenquerschnitte unter den Querschnitten der übrigen Organe der Blüte leicht beim Vergleich mit der Fig. 27 *D* und entfernen die Querschnitte der anderen Blütenteile. Zartere Querschnitte erhalten wir, wenn wir ein Staubblatt aus einer Knospe herausnehmen und zwischen Holundermark schneiden. Der Querschnitt der Anthere zeigt uns nun die 4 Antherenfächer (Pollensäcke, Pollenfächer, Staubfächer, Pollensackhöhlen [Fig. 27 *D h*]) aus denen die Pollenkörner ausgefallen sind. Meist sind die Wände der Pollensäcke durch das Schneiden an derselben Stelle losgerissen, wo in den stäubenden, reifen Antheren die Oeffnung der Pollensäcke spontan erfolgt (Fig. 27 *D s*). Ferner beobachten wir leicht das Leitbündel (*c*), welches das Konnektiv durchzieht. Betrachten wir zuerst die äußere Pollensackwand, so sehen wir, daß diese Pollensackwand aus einer Epidermis (*ep*) und einer darunter liegenden Zellschicht, dem „Endothecium“ (*en*, die fibröse Schicht), besteht, welches hier aus einer Lage von „Faserzellen“ aufgebaut ist. Die Radialwände dieser Faserzellen sind im Querschnitte nicht leicht zu erkennen, und treten nur besonders auffällig die faserförmigen Wandverdickungen der Zellwand hervor. Weiter oben, wo die Wand aus zahlreichen Schichten von Faserzellen besteht, sehen wir die Zellgrenzen deutlicher und erkennen, daß die Fasern Wandverdickungen sind, die den Faserverdickungen der Spiralfasertracheen und Ringtracheen ganz analog sind. Wir verfolgen den Verlauf der Epidermis auf der Vorderseite der Antheren und sehen, daß ihre Zellen in dem Spalte zwischen den beiden Antherenhälften (bei *s*) relativ klein, dagegen auf der Rückseite der Antheren, am Konnektiv, sehr groß sind. Das Gewebe, welches das Leitbündel des Konnektivs umgiebt, ist zart.

Um den Bau der Pollensackwand noch besser zu erkennen, stellen wir dünne Flächenschnitte durch die Vorderseite der Antheren einer Knospe (Alkoholmaterial) her, welche die Pollensackwand los-trennen. Wir bringen zu dem Zwecke ein einzelnes Staubblatt am besten so zwischen den mit Alkohol angefeuchteten Zeigefinger und den Daumen der linken Hand, daß die Antherenvorderseite dem Daumen, die Hinterseite dem Zeigefinger zugekehrt ist, und ziehen dann das Messer sehr leicht zwischen Daumen und Zeigefinger hindurch, so daß die Anthere möglichst halbiert wird. Wir legen hierauf das dem Daumen anliegende Stück in Glycerin, flach auf den Objektträger und untersuchen es mit der stärkeren Vergrößerung. Wir sehen dann, daß die beiderseits mehr oder weniger zugespitzten Faserzellen quer zur Antherenachse stark gestreckt sind und faserförmige Verdickungen zeigen, die auf den Vorder- und Hinterwänden der Zellen in der Richtung der Längsachse der Antheren verlaufen. Verbinden wir alle beobachteten Bilder der Faserzellen, so zeigt es sich, daß die Innenwand dieser Zellen eine Anzahl dicker Leisten trägt, von denen sich eine jede auf die querstehende Radialwand fortsetzt, sich dort in je 2—3 dünne, auseinander strahlende Leistchen teilend, welche hier und da auch mit Nachbarleistchen anastomosierend, weiter quer über die Außenwand ziehen, sich auf der anderen queren Radialwand wieder vereinigen und an das andere Ende der dicken Leiste ansetzen. Wir zeichnen ein Schema einer Faserzelle. Legt

man einen Querschnitt durch eine Anthere einer noch nicht aufgeblühten Knospe in absoluten Alkohol, so öffnet sich die Pollensackwand weit, setzt man dann etwas Wasser zu, so schließen sich die 4 Klappen wieder. Die Pollenkörner betrachten wir nur oberflächlich, da wir den Bau des Pollenkornes schon früher kennen lernten. Wir bringen eine Spur des Pollenstaubes von einer lebenden, eben stäubenden Anthere auf den trockenen Objektträger. Die trockenen Pollenkörner sind zugespitzt, ellipsoidisch, an 3 meridian verlaufenden Regionen eingefaltet und besitzen ein zartes Maschennetz in ihrer Membran (Fig. *E*), welches aus feinen Stäbchen aufgebaut ist, die man im Querschnitte des Pollenkornes nachweisen könnte (Fig. *F*). Bringen wir etwas Wasser unter das Deckglas, so sehen wir die Pollenkörner sich etwas abrunden, teilweise platzen sie.

Der Stempel. Wir stellen zuerst etwa von der Mitte des Fruchtknotens des Stempels einen Querschnitt her, durchschneiden also den Stempel einer aufgeblühten Blüte etwas unterhalb der Mitte.

Wir sehen, daß der Fruchtknoten zweifächerig ist. Er ist aus zwei Karpellanlagen entstanden, deren Mediane senkrecht zur Scheidewand stand, deren Ränder da lagen, wo jetzt die äußeren beiden Einbuchtungen am Querschnitte zu erkennen sind, die über der Scheidewand liegen. Die Scheidewand wuchs gleichzeitig mit der Wand des unteren Teiles des Fruchtknotens aus dem Vegetationspunkte hervor. Aus der Scheidewand, dicht neben dem Zusammentritt von Scheidewand und Fruchtknotenwand, treten die Samenknospenstiele heraus. Die Placenta liegt also noch auf der Scheidewand, und wir sehen häufig ein Stielfragment von einer der ungefähr 20 Samenknospen des Stempels. Die Fruchtknotenwand ist charakteristisch gebaut. Eine auffallend großzellige innere Epidermis und eine kleinzellige äußere Epidermis umschließen das Mesophyll. In diesem unterscheiden wir eine kleinzellige, auffallend regelmäßige Schicht unter der inneren Epidermis und ferner ungefähr 6 Zelllagen isodiametrischer, gleichartiger Zellen. Im Mesophyll liegen Leitbündelanlagen und einzelne Eiweißschläuche. Die Scheidewand besteht aus einem lockeren, intercellularreichen, inneren Gewebe und einer Epidermis, deren Elemente in der Nähe der Samenknospeninsertion, also auf der Placenta, kurz papillenartig sind. Die Anatomie der Fruchtknotenwand ist nur verständlich, wenn wir wissen, daß sie der embryonale Zustand des später zu untersuchenden Perikarps ist. Alle Zellschichten, welche für die biologische Leistung des Perikarps von Wichtigkeit sind, sind hier schon vorhanden und ihre Elemente brauchen sich fast nur noch definitiv auszubilden, wenn sie zum Perikarpgewebe heranwachsen. Für die Funktion des Stempels, welche darin besteht, die Samenknospen zu schützen und bei dem Befruchtungsprozeß des in der Samenknospe liegenden Eies mitzuwirken, sind nur wenige Momente des anatomischen Baues des Stempels direkt von Bedeutung. Wir kommen darauf später zurück. Wir legen die Präparate des Fruchtknotens beiseite und beginnen vorerst damit, die Narbe und den Griffel zu untersuchen.

Die Narbe ist kopfig und zeigt uns, wie wir sahen, von oben gesehen, eine spaltenförmige Vertiefung. Wir schneiden successive etwa 6—8 dünne Querschnitte von der Narbe und einige gleich dünne Querschnitte vom Griffel, schließlich vom oberen Teile des Frucht-

knotens und legen sie in etwas Glycerin. Der oberste Schnitt zeigt uns deutlich die langen Narbenpapillen, welche zum Auffangen der Pollenkörner bestimmt sind, tiefere Schnitte zeigen uns, daß die Narben gleichsam verschmolzen sind, denn wir finden rechts und links vom Narbenspalt ein *Führgewebe* (Leitgewebe), welches aus Zellen mit ziemlich dicken, kollenchymatischen Wänden besteht. Das Führgewebe tritt dann weiter besonders klar an den unteren Schnitten hervor, wo es den sich bald schließenden Narbenspalt rechts und links, event. ringsherum direkt umgiebt.

Im Griffelquerschnitte erkennen wir das Führgewebe, welches die von der Narbe aufgenommenen Pollenschläuche zu leiten hat, im Centrum des Schnittes wieder. Es steht mit dem peripheren Parenchymgewebe durch ein mit großen Intercellularräumen versehenes Parenchymgewebe in Verbindung. In der chlorophyllführenden, relativ großzelligen, peripheren Parenchymmasse ist ein Ring von Leitbündeln eingelagert, deren Enden wir schon dicht unter der Narbe begegneten, in Regionen des Querschnittes, welche seitlich noch Papillen zeigten, was jedoch nur dadurch zustande kam, daß sich die Narbenschkel gleichsam nach unten umbiegen. Eine gut ausgebildete Epidermis umschließt das Griffelgewebe. Querschnitte durch den oberen Teil des Fruchtknotens zeigen uns, daß das Führgewebe sich in der Mitte der Scheidewand erhält, und daß die Fruchtknotenwand in ihrem Baue gleichsam zwischen dem Baue des Griffels und dem Baue des unteren, samenknospenführenden Teiles des Fruchtknotens steht. Da, wo Samenknospen auftreten, hat die Fruchtknotenwand den früher beschriebenen Bau, und das Führgewebe nimmt nur noch einen kleinen Raum in der Mitte der Scheidewand ein.

Wir sind also so auch über den Weg orientiert, welchen die aus dem Pollenkorne hervorgewachsenen Pollenschläuche wählen müssen, um zur Samenknospe, resp. Eizelle zu gelangen. Sie dringen nämlich in die großen Papillen der Narbe ein, deren Membran durchbohrend, wenden sich nach dem Führgewebe und durchwachsen, diesem folgend, zuerst den kurzen Nebenschkel, dann den centralen Teil des Griffels, schließlich die centrale Führgewebemasse der Scheidewand. Zuletzt verlassen sie, wahrscheinlich das Führgewebe durchdringend, die Epidermis der Scheidewand und wachsen an dem papillösen Samenknospenstiel hin nach der Mikropyle.

Alle Teile des Stempels, welche zur Führung des Pollenschlauches dienen, sind Einrichtungen des Stempels, welche nur in Hinblick auf seine Funktion als Beherberger der Samenknospen zu verstehen sind, während die übrige Anatomie, wie gesagt, wesentlich als Jugendstadium der definitiven Anatomie des Perikarps zu betrachten ist.

Die Samenknospe. Die Samenknospen, welche wir schon bei Betrachtung der Querschnitte des Fruchtknotens hier und da in den Fächern antrafen, sind keine günstigen Objekte zum Studium. Wir beschäftigen uns deshalb nicht eingehend mit denselben. Will man sie genau studieren, so muß man den Stempel einer eben geöffneten Blüte (Alkoholmaterial) so zwischen mit Alkohol gut durchfeuchtetes Holundermark legen, daß die Scheidewand mit der Schnittfläche parallel liegt und dann Längsschnitte herstellen. Diese treffen die Samenknospen hier und da günstig, so daß man an direkt noch alkoholfeucht, in Glycerin gelegten Schnitten ihren Bau genau untersuchen kann.

Wir begnügen uns damit, uns einen Ueberblick über die Gestalt der Samenknospe und deren groben Bau zu verschaffen. Wir legen den Stempel einer eben geöffneten Blüte mit einem Tropfen Spiritus auf den Objektträger, zerzupfen ihn vorsichtig mit zwei Nadeln und präparieren die Samenknospen möglichst unverletzt heraus. Wir legen dann ein Stückchen Deckglas zu den Samenknospen, fügen etwas Chloralhydratlösung hinzu, entfernen die Reste des Stempels, legen ein Deckglas auf und beobachten mit der schwachen, dann mit der starken Vergrößerung, während die Aufhellung der Samenknospen eintritt. Wir erkennen dann, wie unsere Fig. 28 es zeigt, daß die Samenknospe mit einem gebogenen Stiele (Funikulus), welcher etwas unterhalb des Randes des äußeren Integumentes inseriert ist, an der Placenta ansaß. Die Samenknospe ist kampylotrop. Ihr Nucellus (Knospenkern *n*) ist gebogen; er wird direkt umhüllt von dem dicken inneren Integumente (*i*), welches wieder von dem äußeren Integumente (*a*) umschlossen ist. Durch den Funikulus zieht ein aus der Placenta austretendes, unter dem Ende des Nucellus endigendes Leitbündelchen (*f*). Diese Samenknospe also entwickelt sich zu dem Samen, welchen wir nachher betrachten werden, indem sich aus den Integumenten die Samenschale, aus einer Zelle des Nucellus, aus dem im Nucellus entstehenden Embryosacke, die übrigen Teile des Samens entwickeln, während das Nucellusgewebe später zu Grunde geht.

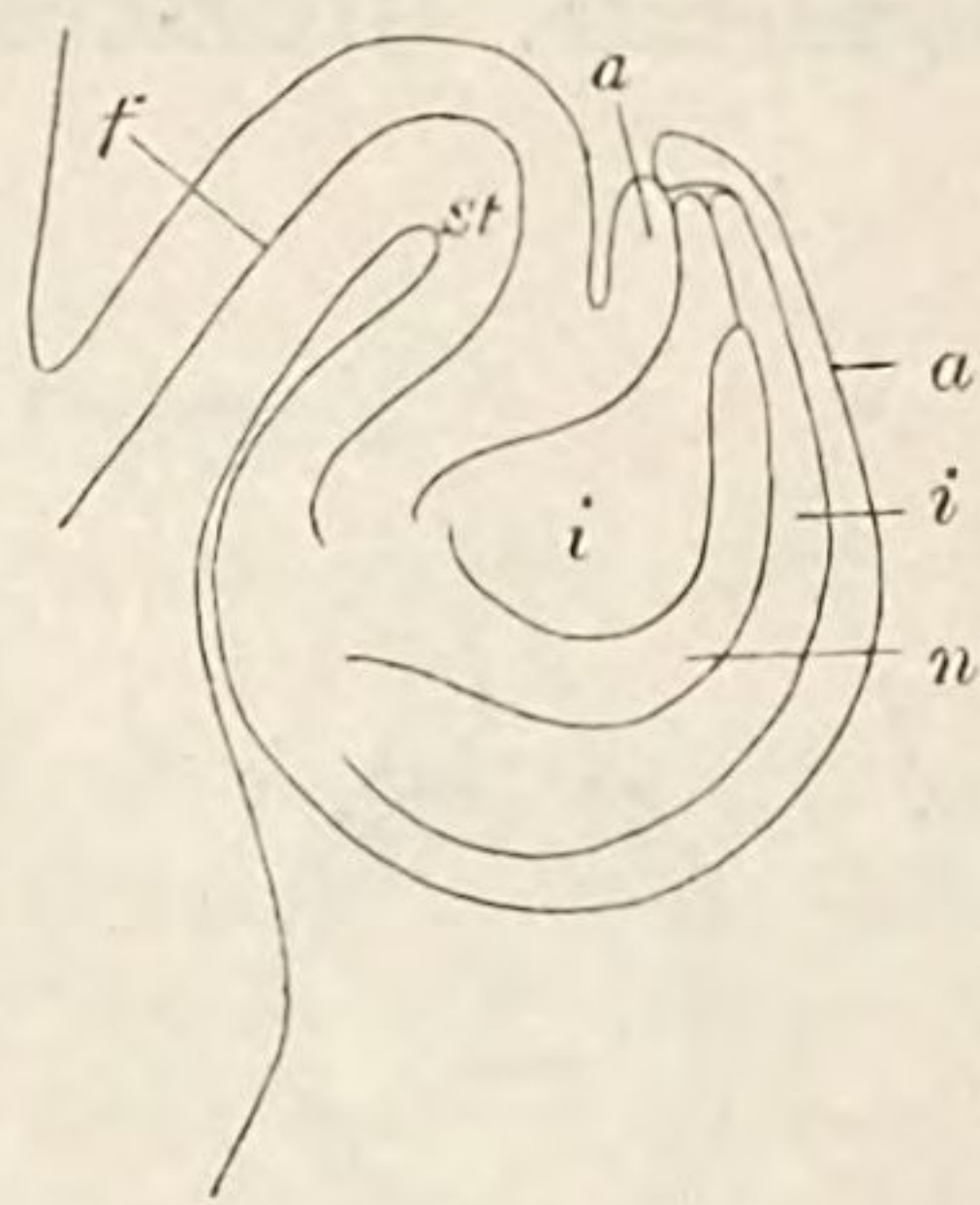


Fig. 28. Samenknospe von *Brassica Napus*. *f* Funikulus, *a* äußeres, *i* inneres Integument, *n* Nucellus, *f* Leitbündel des Funikulus.

Da uns diese Untersuchung nicht genügend über den Bau einer befruchtungsreifen Samenknospe aufgeklärt hat, so wollen wir noch

die Samenknospe von *Narcissus poëticus* L.

genau untersuchen. Wir wenden Spiritusmaterial von Fruchtknoten der Blüte von *Narcissus* an, welche wir während des Stäubens der Antheren, im Mai, gesammelt haben. In dem Fachwinkel eines jeden Faches dieses dreifächerigen Fruchtknotens sitzen die Samenknospen in zwei Reihen. Da die anatropen, eiförmigen Samenknospen mit ihrer Längsachse horizontal im Fache liegen, die Mikropyle der Scheidewand zukehrend, so erhalten wir mediane Längsschnitte der Samenknospen, wenn wir Querschnitte des Fruchtknotens herstellen. Wir legen eine größere Reihe successiver, möglichst zarter Querschnitte des Fruchtknotens, die wir von dem stets mit Alkohol feucht zu haltenden Materiale hergestellt haben, direkt in Glycerin. Wir durchsuchen hierauf mit dem schwächeren Objektiv die Schnitte, bis wir einige median durch die Samenknospe geführte Schnitte finden, die uns, eventuell auch unter Zuhilfenahme des stärkeren Objektivs, das Folgende möglichst klar erkennen lassen.

Im Centrum des Samenknospenlängsschnittes (Fig. 29) bemerken wir eine große helle, mehr oder weniger kreisrunde Stelle. In diesem hellen Kreise haben wir die Nährsackzelle, in welche der Eiapparat und die Gegenfüßler hineinragen, vor uns. Dieser große,

7 Zellen umfassende Kreis ist eingelagert in das relativ großzellige, meristematische Gewebe des Nucellus. Das Gewebe des letzteren ist am oberen Ende, unter dem hellen Kreise, nur einschichtig; es ist nur die Epidermis des Nucellus an dessen oberem Ende erhalten, welche sich auch weiter nach unten zu, in der Peripherie des Nucellus, leicht verfolgen läßt. Unterhalb des hellen Kreises sieht man den im ganzen fast kugelförmigen Nucellus aus großkernigen, vielkernigen Zellen bestehen. Der Nucellus wird umgeben von dem inneren Integumente. Dasselbe ist eine sackförmige, an der Nucellusbasis in-

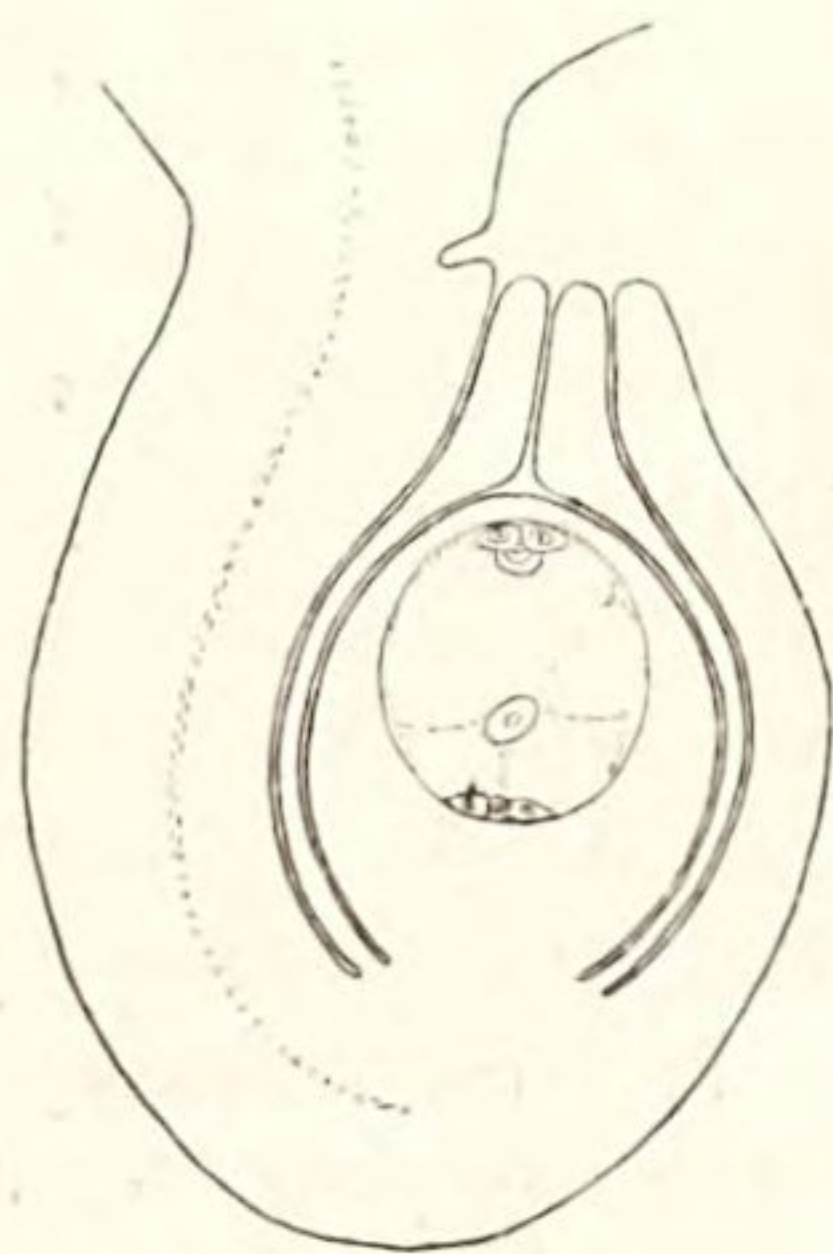


Fig. 29. Längsschnitt der Samenknope von *Narcissus poeticus*.

serierte, oben bis auf einen feinen Kanal, die Mikropyle, geschlossene Hülle. Der die Mikropyle umgebende Hals des inneren Integumentes ist hier etwa 4—5 Zelllagen dick, während unten nur 2 Zellschichten das Integument zusammensetzen. Das äußere Integument ist ungefähr dreimal so dick als das innere, allerdings erscheint es im medianen Längsschnitte nur auf einer Seite relativ dünn, auf der anderen dagegen viel dicker, jedoch würden wir uns an Querschnitten durch die Samenknope leicht überzeugen, daß die relativ große Dicke der in der Abbildung links liegenden Region einen besonderen Grund hat. Es liegt uns eine anatrophe Samenknope vor, bei welcher der Funikulus außen dem äußeren Integumente gleichsam angewachsen ist und erst unter der Nucellusbasis endet. In der That ist der Funikulus am oberen Rande des äußeren Integumentes inseriert und

nur das Leitbündel desselben, welches in einer über das übrige Integument vorspringenden Gewebeleiste liegt, welche die direkte Fortsetzung des Funikulus bildet, läuft bis zur Samenknopebasis hinab.

Von besonderem Interesse sind die 7 Zellen, welche aus dem Embryosack hervorgingen. Würde man die Entwicklungsgeschichte einer Samenknope verfolgen, so würde man erkennen, daß eine Zelle des anfangs ziemlich gleichartigen Nucellusgewebes in einer bestimmten Entwicklungsperiode der Samenknope kräftig zu wachsen beginnt und ihren Zellkern durch successive Zweiteilung in 8 Zellkerne verwandelt. Diese Zelle wird „Embryosack“ genannt; sie ist der Makrospore der Gefäßkryptogamen homolog. 3 von den 8 Kernen des Embryosackes wandern dann nach dem oberen Teile des Embryosackes zu und umgeben sich mit Protoplasma, welches sich abgrenzt, so daß 3 Zellen, die „Eizelle“ und die beiden „Ge-
hilfinnen“ entstehen; 3 andere Zellkerne wandern nach der Basis des Embryosackes und helfen die 3 Zellen bilden, welche man Gegenfüßlerinnen nennt. Es bleiben so 2 Kerne übrig, welche zu einem Kern verschmelzen, der mit dem übrigen Cytoplasma des Embryosackes die Zellen bilden, welche wir, zum Unterschiede von dem Embryosacke (siehe Drogenkunde, Bd. I, S. 116), als „Nährsackzelle“ (N) bezeichnen wollen.

Wir wenden nach dieser Auseinandersetzung unsere Aufmerksamkeit nochmals zuerst der Nährsackzelle zu und finden deren großen Zellkern meist an Plasmafäden, die von dem Cytoplasmawandbelege ausgehen, aufgehängt, seltener in diesem Wandbelege liegen, welcher

sich wohl auch durch den Alkohol mehr oder weniger kontrahiert hat. Die Nährsackzelle teilt sich später und liefert das Endosperm. Die Eizelle sieht meist unter den Gehilfinnen etwas hervor; sie ist es, welche später zum Embryo wird. Die Gegenfüßler, welche nach der Befruchtung der Eizellen zu Grunde gehen, liegen dicht bei einander und lassen, wie alle 7 Zellen, in ihren Zellkernen deutliche Kernkörperchen erkennen. Wir entwerfen nach dem Präparate eine Skizze des Längsschnittes der Samenknospe und bezeichnen die verschiedenen Teile derselben mit ihren Namen.

28. Die Frucht von *Brassica Napus* L.

Wir benutzen zur Untersuchung ausgewachsene, aber noch nicht völlig reife Früchte (Spiritusmaterial).

Die Frucht ging aus dem Stempel hervor, den wir früher untersuchten; sie ist eine zweiklappige Kapsel, deren Klappen sich bei der Reife von der stehenbleibenden Scheidewand von unten nach oben zu lösen. Man bezeichnet diese Art von Kapsel als Schote. Wir unterscheiden an dieser Schote zuerst den Fruchtsiel, welcher aus dem Blütenstiele hervorging, dann, an der Spitze der Schote, einen „Metastylus“, d. h. ein aus dem Griffel hervorgegangenes Gebilde der Frucht, welches hier hart und stielförmig ist und auf der Spitze noch die vergrößerten Narbenreste erkennen läßt. Öffnen wir die Kapsel, so lösen wir 2 Klappen von der am Stiele festsitzenden, den Metastylus an der Spitze tragenden Scheidewand ab, welche die an langen, gebogenen Samenstielen herabhängenden Samen trägt.

Wir untersuchen zuerst das Perikarp (die Fruchtwand) der Frucht, also die Frucht mit Ausnahme des Fruchtsieles und der Samen. Wir stellen einen Querschnitt durch das Perikarp her, welchen wir mit Anilinhydrochlorat befeuchten, dem wir dann Chloralhydrat zusetzen. Bei Betrachtung des Querschnittes mit der schwächeren Vergrößerung erkennen wir sofort, daß der Bau der Klappen das vergrößerte Bild des Baues der Fruchtknotenwand ist. Damals war das Gewebe im embryonalen Zustande, jetzt sind seine Elemente definitiv ausgebildet. Die innere Epidermis besteht aus großen, quer gestreckten Elementen mit Cellulosewänden. Die darüber liegende kleinzellige, gelb gefärbte Schicht besteht aus schmalen und langen Sklerenchymfasern. Wie wir uns noch überzeugen werden, sind die nun folgenden, im Querschnitte isodiametrisch erscheinenden, dünnwandigen Parenchymzellen ebenfalls meist quer gestreckt, also in tangentialer Richtung breiter als in der Richtung der Längsachse der Kapsel. Die äußere Epidermis besteht aus relativ kleinen Zellen mit dicker Außenwand und zeigt zahlreiche obliterierte Spaltöffnungen. Die Leitbündel, welche im Mesophyll der Klappen liegen, sind teilweise auf der Außen- und Innenseite von Sklerenchymsträngen begleitet.

Besonderes Interesse besitzt der Bau der Stelle, an welcher die Klappen mit der Scheidewand zusammenstoßen. Wir sehen, daß sich dort an die äußere Epidermis ein Bogen von Sklerenchymelementen anschließt, welcher sich direkt mit der Sklerenchymschicht der Klappen verbindet. An dieser Sklerenchymmasse reißt das Gewebe der

Scheidewand, welches dort nicht sklerenchymatisch ist, los, so daß die Sklerenchymschicht noch der Klappe verbleibt. Die Scheidewand wird an der Kante von einem kräftigen Leitbündel, dessen Tracheenstränge von Sklerenchymfasern umgeben sind, durchzogen, so daß ein fester Strang die Kanten der Scheidewand aussteift. Das Gewebe der Klappen besteht in der Peripherie aus den Epidermen, zwischen denen ein sehr lockeres Schwammparenchym liegt, in der Mitte jetzt nur noch aus den beiden Epidermen; die Zellen, welche hier früher, im Fruchtknoten, zwischen den Epidermen lagen, sind wohl zerstört und verzerrt worden.

Um wenigstens oberflächlich das oben über die Form der Elemente Gesagte zu sehen, schneiden wir ein ganz kleines Stückchen der Klappe ab und erhitzen es in einem Tropfen Chloralhydrat, unter dem Deckglase, auf dem Objektträger, fast bis zum Sieden; hierauf lassen wir erkalten und fügen noch etwas Chloralhydrat zu. Wir untersuchen das Objekt mit der starken Vergrößerung von der Oberseite und Unterseite und suchen eine Zellschicht nach der anderen zu erforschen, indem wir erst hoch, dann immer tiefer einstellen. Das Objekt ist jetzt so durchsichtig, daß wir fast alle Zellschichten zu Gesicht bekommen. Diese Methode des Durchsichtigmachens ist oft anwendbar, manchmal genügt es auch, die Objekte mit Glycerin zu erwärmen. Meist thut man gut, nach dem Erwärmen mit Chloralhydrat, Glycerin zu dem Präparate hinzuzufügen.

29. Der Samen von *Brassica Napus* L.

Wir benutzen reifen Samen (Raps), welchen wir einen Tag in Wasser einweichen und dann in 80-proz. Alkohol einlegen. Wir betrachten die Samen mit der Lupe und finden bei sorgfältigem Nachsehen die Stelle, an welcher der Samenstiel ansaß, die Narbe des letzteren, den sogenannten Nabel, als kleine rauhe Stelle. Wir schälen den Samen, entfernen also die Samenschale, und untersuchen den gelblichen, anscheinend kugelförmigen Embryo (Keimling) genauer. Wir finden, daß er die für die ganze Abteilung der Orthoplocae der Kruciferen charakteristische Form hat. Die beiden Keimblätter (Kotyledonen) des Embryo sind der Länge nach einmal (im Mittelnerve) zusammengefaltet, das äußere mit der Unterseite, das innere mit der Oberseite nach außen, das letztere vom ersteren umfaßt. Das Würzelchen ist umgebogen und liegt den Rändern des inneren Keimblattes an, legt sich sogar teilweise zwischen dieselben.

Wir suchen jetzt einen zarten Querschnitt durch den Samen herzustellen, welcher das Würzelchen des Keimlings quer trifft; wir klemmen zu dem Zwecke den Samen am besten zwischen Holundermark und beobachten die Schnitte in Chloralhydrat. Wir erlangen also so zugleich Querschnitte durch die Samenschale und den Embryo und beginnen unsere Beobachtung bei der Samenschale.

Am Querschnitte der Samenschale tritt am schärfsten die festigende Schicht der Samenschale hervor, eine Schicht bräunlich gefärbter, pallisadenartiger Zellen mit besonders dicker Seiten- und Innenwand und zarter Außenwand. Wir zeichnen diese Schicht und suchen uns über ihre Form dadurch genauer Auskunft zu verschaffen, daß wir eine Kleinigkeit der abgelösten Samenschale in Chloralhydrat

legen und von der Fläche betrachten. Wir sehen dann, daß diese Zellen im Querschnitte unregelmäßig dreieckig und viereckig erscheinen. Betrachten wir den Querschnitt nun wieder genau, so sehen wir außerhalb dieser braunen Sklerenchymschicht noch eine farblose Haut, welche aus der zusammengefallenen Epidermis und 1 bis 2 Schichten ganz zusammengefallener, dünnwandiger Parenchymzellen besteht. Die Epidermiszellen sind, von der Fläche gesehen, fünf- bis sechseckig, von einem 5—6mal größeren Durchmesser als die Pallisadenzellenquerschnitte. Innerhalb der Pallisadenschicht sehen wir deutlich nur eine einzige plasmareiche, ölhaltige, Proteinkörnchen führende Zellschicht. Von der Fläche gesehen, würden die Zellen derselben unregelmäßig vieleckig und lückenlos verbunden erscheinen. Diese gut erhaltene Zellschicht ist die äußerste, allein erhaltene Schicht des Endosperms. Zwischen ihr und der Pallisadenschicht liegen zusammengefallene Zellen. Es sind das ungefähr 6 Zellschichten, welche als inneres, zusammengefallenes, obliteriertes Gewebe der Samenschale zu bezeichnen sind. Auch innerhalb der Endospermischicht liegen noch einige zusammengefallene Zellschichten, welche aus obliterierten Endospermzellen bestehen.

Die ganze fertige Samenhaut enthält also hier nur 3 noch gut erhaltene, gut ausgebildete Zellschichten, die Epidermis, die oft zerissen ist, die festigende Pallisadenschicht und eine Schicht von Endospermzellen, die in diesem Falle wohl wesentlich als Schutzschicht wirkt.

In vielen anderen Fällen sind gerade die Samenschalen viel komplizierter und oft höchst interessant gebaut, vorzüglich die Samenschalen der Samen, der Kapseln und der Beeren. Die Samen der Steinfrüchte haben dagegen oft sehr einfach gebaute, manchmal nur aus obliterierten Zellschichten bestehende Samenschalen.

Das Gewebe des Embryo wollen wir keiner genaueren Untersuchung unterwerfen; wir wollen nur einen Schnitt durch das Keimblatt betrachten und uns überzeugen, daß das Gewebe dieses Organs sich im embryonalen Zustande befindet. Alle Zellen des Gewebes enthalten fettes Öl und Aleuronkörnchen als Reservestoffe. Die Reservestoffe liegen hier hauptsächlich in den relativ großen Keimblättern des Keimpflänzchens selbst, da ein Nährgewebe nur in ganz rudimentärer Form vorhanden ist. Wir untersuchen den Inhalt der Zellen der Keimblätter nicht genauer, wollen jedoch dafür die Inhaltsstoffe in den Endospermzellen des Ricinussamens einer eingehenden Untersuchung unterwerfen.

30. Der Samen von *Ricinus communis* L. und die Aleuronkörner.

Der Ricinussamen ist in jedem größeren Drogengeschäft käuflich. Dieser Euphorbiaceensamen ist aus einer anatropen Samenknospe hervorgegangen. Die Samenschale des Samens ist äußerlich schön bunt gezeichnet. An der Spitze des Samens erkennen wir eine weißliche Wucherung, eine sogen. Karunkula; sie ist ein Auswuchs des Placentengewebes am Grunde des Funikulus, diente zur Leitung des Pollenschlauches und überdeckte die Mikropyle. Auf der einen Seite dieser Karunkula beginnt das Leitbündel, welches vom Stiel der Samenknospen in das äußere Integument eintrat. Es ist der Verlauf dieses

Leitbündels jetzt auch äußerlich in der Samenschale markiert in Form eines Streifens, den man als *Raphe* bezeichnet. Da, wo der Streifen unten endigt, ist ein kleiner Höcker. Man darf diesen als *Chalaza* des Samens bezeichnen, da es der in der Samenschale markierte Ort ist, an dem das Leitbündel endigt und an dem ursprünglich das Integument am Nucellusgewebe inseriert war.

Wir brechen die harte Samenschale des Samens mit einem Taschenmesser ab. Innerhalb der Samenschale finden wir einen weißen Kern, welcher der Hauptsache nach aus dem ölhaltigen, aus der Nährsackzelle entstandenen Endosperm besteht. Den Embryo finden wir, wenn wir das Endosperm auf der Mitte der schmalen Seite öffnen. Er ist gerade, dabei sehr zart, aber so groß wie das Endosperm; sein Würzelchen ist der Karunkula zugekehrt.

Uns interessiert nur das reichlich entwickelte Endosperm. Dieses besteht hier aus sehr dünnwandigen Zellen, welche je von einem ziemlich eingetrockneten, keine Zellsaftvakuolen enthaltenden, sonst aber gut ausgebildeten Protoplasten erfüllt sind, dessen Cytoplasma von in wasserfreiem Alkohol leicht löslichem fetten Oele durchtränkt ist und sogen. Aleuronkörner oder Proteinkörner enthält. Aleuronkörner entstehen im Cytoplasma der reifenden Samen, indem sich dort zuerst mit wässriger Flüssigkeit gefüllte Vakuolen bilden, aus deren Inhalte unter Umständen zuerst Calciumoxalat-Kryställchen (so z. B. bei den Umbelliferen), dann kleine, rundliche Massen, die wahrscheinlich häufig Sphärite sind, ausscheiden, welche man *Globoide* genannt hat. Letztere bestehen der Hauptmasse nach aus einem Magnesium-Calcium-Doppelsalze einer gepaarten Phosphorsäure mit organischem Paarlinge. Hierauf scheiden sich allermeist in den Vakuolen Proteinstoffkrystalloide aus, und zuletzt werden alle Ausscheidungen von einer aus Proteinstoffen bestehenden, amorphen, festen Masse eingehüllt, der Grundmasse, welche die Form der Vakuolen behält, wenn bei der Samenreife das Endosperm trocken wird. Aleuronkörner kommen nur in Samen vor, in dem Embryo, dem Perisperm und dem Endosperm.

Wir stellen einen feinen Querschnitt vom Endosperm her und legen ihn, um das Fett zu entfernen, in ein Uhrgläschen mit absolutem Alkohol. Nach einigen Minuten legen wir den Schnitt in etwas absoluten Alkohol unter das Deckglas. Wir erkennen jetzt deutlich die dünnen Zellmembranen und in der Zelle die Aleuronkörner. Dieselben sind nicht ganz homogen, lassen vielmehr kleine, mehr oder weniger zahlreiche, kugelige, schwächer lichtbrechende Stellen in sich hervortreten. Wir setzen jetzt seitlich an das Deckglas, zu dem in Alkohol liegenden Präparate, einen Tropfen einer 4-proz. Lösung von Ferrocyankalium und beobachten sofort die Aleuronkörner. Wir sehen dann, wie sich die Grundmasse langsam löst, und wie in jedem Aleuronkorne ein oder auch mehrere Krystalloide hervortreten, an welchen kleine Kugeln sitzen; die kleinen kugelförmigen Massen entsprechen den kugelförmigen Höhlungen, die wir früher in der Grundmasse zu sehen glaubten; es sind die *Globoide*. Wir setzen seitlich zu demselben Präparate einen Tropfen zwanzigfach verdünnter Kalilauge und beobachten sogleich. Wo die verdünnte Kalilauge hineindringt, sehen wir sofort die Krystalloide in Lösung gehen, während die *Globoide* zurückbleiben. Wir saugen mit Fließpapier schnell die Kalilauge ab und lassen verdünnte 3-proz. Essigsäure nachfließen. Wir beob-

achten das Präparat dabei und sehen, wie auch die Globoide in Lösung gehen. Jetzt tritt der Protoplast mit seinen Vakuolen und einem in der Mitte liegenden Zellkerne wieder hervor.

Um das fette Oel zu beobachten, legen wir einen frischen Schnitt des Endosperms direkt trocken unter das Deckglas. Wir sehen dann, wenn der Schnitt gut ist, die Aleuronkörner in dem stark glänzenden Cytoplasma liegen. Wir fügen seitlich Wasser zu und sehen jetzt, bei hoher Einstellung, sofort das Oel in großen Tropfen austreten.

31. Einschliessen von Präparaten in Kanadabalsam.

Manche Präparate kann man sehr gut in Kanadabalsam aufbewahren. Wir wollen uns ein paar Präparate des Endosperms von *Ricinus* einlegen. Zuerst setzen wir einen ganz kleinen Tropfen Kanadabalsam auf den Objektträger, wobei wir vermeiden, daß Luftblasen in demselben entstehen und bringen dann einen zarten Schnitt des frischen Endosperms direkt in den Tropfen. Wir legen vorsichtig das Deckglas auf, ohne Luftblasen mitzufassen, und lassen es durch sein Gewicht den Kanadabalsam gleichmäßig ausbreiten. Die Präparate werden zum Trocknen des Kanadabalsams beiseite gelegt.

Ein zweites Präparat stellen wir uns folgendermaßen her. Wir bringen einen Schnitt in absoluten Alkohol, aus diesem in ein Uhrglas mit Ferrocyankaliumlösung, in welcher der Schnitt 25 Minuten verweilt. Wir waschen den Schnitt hierauf schnell in Wasser und legen ihn einige Minuten in absoluten Alkohol (in ein Uhrgläschen), dann in ein Uhrgläschen mit Xylol. Aus den Xylol legen wir ihn, wie vorher, noch xylolfeucht in Kanadabalsam ein.

Im allgemeinen ist über die Anwendung des Canadabalsams als Einschlußmittel noch folgendes zu bemerken:

Kanadabalsam ist ein von *Abies balsamea* Mill. (teilweise auch von *Pinus Fraseri* Pursh.) stammender Harzbalsam, welcher im naturellen Zustande etwa 24 Proz. ätherisches Oel (Terpen) und 76 Proz. Harz enthält. Man wendet jetzt gewöhnlich nicht den naturellen Balsam an, sondern verdünnt ihn mit einem seiner Lösungsmittel. Der Balsam löst sich unter anderem in Terpentinöl, Chloroform, Benzol, Xylol, Benzin, auch in eingedicktem Cedernöl (Immersionsöl), dagegen nur unvollkommen in Alkohol. Da man den Kanadabalsam häufig zum Einschluß gefärbter Präparate braucht, die sich im allgemeinen besser in mit Xylol verdünntem Balsam als in Chloroform oder Terpentinbalsam halten, so wendet man jetzt sehr häufig Xylolbalsam an. Am zweckmäßigsten würde es sein, den naturellen Balsam durch Erwärmen von seinem Terpen zu befreien und ihn dann in Xylol zur dünnen Syrupskonsistenz zu lösen.

Da Kanadabalsam sich nicht mit Wasser mischt, so müssen alle in Kanadabalsam einzuschließenden Präparate entwässert werden. Man kann sie zu dem Zwecke eintrocknen lassen, oder man kann sie durch kürzeres oder längeres Liegen in absolutem Alkohol entwässern, dann sofort aus dem Alkohol in Xylol, aus diesem in den Balsam übertragen. Objekte, welche in absolutem Alkohol (oder beim Eintrocknen) zu sehr schrumpfen oder zusammenfallen, behandelt man folgendermaßen. Man trägt sie nacheinander in 50-, 70-, 90-proz. absoluten Alkohol ein; in jeder Flüssigkeit bleiben sie, je nach ihrer Größe, einige Minuten bis Tage, werden dann bis zur Verdrängung des absoluten

Alkohols in Xylol eingelegt und schließlich in Kanadabalsam eingeschlossen. Statt Xylol kann man in manchen Fällen zweckmäßiger Chloroform oder auch Eugenol anwenden. Selbstverständlich hat man zu beachten, daß der Kanadabalsam sehr stark lichtbrechend ist, und daß in ihm die Struktur vieler Präparate vollständig verschwinden kann. Ausgezeichnet ist der Kanadabalsam deshalb gerade zum Einschluß von gefärbten Präparaten, wenn man nur die gefärbten Partien des Präparates klar hervortreten lassen will. Beim Einschließen der Präparate achte man darauf, daß das Tröpfchen Balsam, in welches man die Präparate einlegt, nur so groß ist, daß die Balsammasse beim Auflegen des Deckglases den Raum zwischen Deckglas und Objektträger gerade ausfüllt. Ist das Präparat etwas dick, so thut man gut, wenn man das Deckglas mit einem kleinen Gewicht, z. B. einem mit etwas Schrot gefüllten Glasröhrchen beschwert, solange der Balsam noch nicht fest ist, damit das Deckglas der Oberfläche des Schnittes gut angedrückt wird. Ein weiterer Abschluß der mit Kanadabalsam eingeschlossenen Präparate ist nicht nötig.

32. Verzeichnis der im Practicum benutzten Reagentien.

Die beigefügte Zahl bezeichnet die Seite, auf welcher die Vorschrift für das betreffende Reagens zu finden ist.

Alkohol von 80 Proz. Absoluter Alkohol. Anilinhydrochlorat. 23. Chloralhydratlösung 13. Chloraljod 17. Chloralkarmin 15. Chlorzinkjod 31. Chromsäurelösung 32. Essigsäure, 30-proz., 1,041 sp. Gew. Ferrocyankaliumlösung, 4-proz. Fuchsin. Glycerin. Glycerinwasser 21. Gummischleim. Jodjodkalium 17. Kalilauge, 20-proz. Kaliumchlorat. KNOP'sche Nährlösung 16. Kupfersulfatlösung 80. Methylenblausafranin 33. Methylgrünessigsäure 15. Methylviolettessigsäure 19. Monobromnaphthalin. Nelkenöl. Safranin 31. Salpetersäure, 30-proz., 1,185 sp. Gew. Salzsäure, 25-proz., 1,124 sp. Gew. Schwefelsäure, 95-proz., 1,837 sp. Gew. Kanadabalsam. Bernsteinlack.

Als Firma für den Bezug der Reagentien ist dem Anfänger Dr. G. GRÜBLER & Co., Leipzig, Bayerische Straße 63, zu empfehlen.

33. Verzeichnis der Bücher, auf welche sich die abgekürzten Litteraturangaben im Texte beziehen.

DE BARY, Vergleichende Anatomie der Vegetationsorgane der Phanerogamen und Farne, Leipzig 1877.

Dr. G. HABERLANDT, Physiologische Pflanzenanatomie, II. Aufl., Leipzig, 1896.

ARTHUR MEYER, Wissenschaftliche Drogenkunde, Berlin 1891, Heyfelder.

EDUARD STRASBURGER, Das Botanische Practicum, III. Aufl., 1897, Jena.

EDUARD STRASBURGER, NOLL, SCHENCK und SCHIMPER, Lehrbuch der Botanik, Jena, III. Aufl., 1898.

WIESNER, Anatomie und Physiologie der Pflanzen, Wien 1898, I. Bd.

A. ZIMMERMANN, Die botanische Mikrotechnik, 1892, Tübingen.

A. ZIMMERMANN, Das Mikroskop, 1895, Leipzig und Wien.

34. Verzeichnis des für das Practicum einzusammelnden, einzulegenden und zu züchtenden Materials.

Malva silvestris L. Die Pflanze blüht Juni-Oktober. Es können lebende Blüten benutzt werden. Für den Gebrauch im Winter trocknet man einige Blüten in der Sonne. Man kann auch die trockenen Blüten als Flores *Malvae vulgaris* in jeder Apotheke kaufen. S. 13. Zur Demonstration im Practicum wird ein Herbarexemplar eingelegt.

Lycopodium clavatum L. Die Sporen können als „*Lycopodium*“ in der Apotheke oder in einem Drogengeschäfte gekauft werden. S. 15. Ein Exemplar der Pflanze wird eingelegt, um im Practicum demonstriert werden zu können.

Spirogyra wird im lebenden Zustande gebraucht und ist im Herbste als Material für den Winter einzusammeln. S. 16.

Fritillaria imperialis L. Die jugendlichen Wurzeln der Zwiebeln sind im passenden Zustande Anfangs Mai zu sammeln und in 80-proz. Alkohol einzulegen. S. 21. Ein Herbarexemplar wird hergestellt im Mai.

Iris pumila L. Die Wurzeln werden Ende Mai bis Mitte Juni von dem Rhizome in passendem Zustande gesammelt und in 80-proz. Alkohol eingelegt. S. 21. Ein Herbarexemplar wird im Mai hergestellt.

Convallaria majalis L. Es wird die ganze Pflanze im September oder Oktober aus dem Boden genommen; eine genügende Menge der schlanken Ausläufer wird abgeschnitten; die älteren Rhizomstücke werden wieder eingepflanzt. Schlanke und gesunde Rhizomstücke zerschneidet man dann so, daß jedesmal in der Mitte der Stücke ein Knoten liegt, und legt sie in 80-proz. Spiritus. Die Terminalknospen werden abgeschnitten und besonders in Alkohol eingelegt. Außerdem wird ein Exemplar der Pflanze im Herbste ganz in Spiritus eingelegt, damit die Morphologie daran demonstriert werden kann. Ein Herbarexemplar wird im Mai hergestellt. S. 30.

Triticum repens L. Rhizom und oberirdische Achse sind, für den Wintergebrauch, im Sommer in 80-proz. Alkohol einzulegen. Zur Untersuchung des Rhizomes kann die Droge „*Rhizoma Graminis*“ der Drogenhandlungen und Apotheken Verwendung finden. Ein blühendes Herbarexemplar wird hergestellt. S. 36.

Cucurbita Pepo L. Im Juni-August werden kräftige Achsenstücke etwa ein Meter unter der Sproßspitze entnommen und in 80-proz. Spiritus eingelegt. Gleichzeitig wird abgebrühtes Material in der Weise hergestellt, daß man dicht bei der Pflanze einen Topf mit heißem Wasser aufstellt, den man durch eine Spiritusflamme (Schnellkocher) ins Sieden bringt, und daß man in diesen Topf die ein Meter unter der Sproßspitze liegende Region unabgeschnittener, unverletzter Zweige der Pflanze hineinbringt und 5 Minuten im siedenden Wasser läßt. Es wird so eine Verschiebung des Siebröhreninhaltes vermieden; die Siebröhren werden in relativ intaktem Zustande fixiert. Man bringt das gebrühte Material in 85-proz. Alkohol. S. 36 und 39.

Ranunculus repens L. Die Ausläufer sind im Herbste zu sammeln und in 80-proz. Spiritus einzulegen. Ein ganzes Exemplar der Pflanze ist in Spiritus zu legen, und ein blühendes Exemplar ist (Mai-September) zu pressen. S. 41.

Rosa canina L. oder *Rosa arvensis* Huds. Die lebenden,

jungen Zweige der Pflanzen sind während des ganzen Jahres in brauchbarem Zustande zu haben. Will man Alkoholmaterial einlegen, so geschieht das am besten im Herbst. S. 49.

Clematis Vitalba L. 6—8 Internodien lange Sproßspitzen der Pflanze werden im Mai in 80-proz. Alkohol eingelegt. S. 55.

Aristolochia Siphon L. Stücke aus dem ersten oder zweiten Internodium der Sprosse, welche beginnende Cambiumbildung zeigen, werden im Oktober in 80-proz. Alkohol eingelegt. S. 56.

Sambucus nigra L. Die jungen Achsen werden im Juni durch Herstellung und Prüfung von Querschnitten genau auf die beginnende Korkbildung hin untersucht, und diejenigen Stücke, welche beginnende Korkbildung an einer Querschnittfläche zeigen, werden 3 cm unter derselben schräg abgeschnitten, so daß man stets erkennen kann, welche Schnittfläche geprüft ist. Stücke, welche ganz junge Stadien der Korkbildung zeigen, kann man an dem der Querschnittfläche gegenüberliegenden Ende keilförmig zuschärfen, um sie wieder erkennen zu können. Man legt die Stücke in 80-proz. Alkohol. Gleichzeitig werden in ein anderes Glas mit Alkohol jüngere, noch keine Korkbildung zeigende Achsenstücke von ungefähr 4 mm Dicke und 3 cm Länge eingelegt. S. 62.

Rosa centifolia L. Ausgewachsene Blätter sind im Sommer in Spiritus einzulegen. S. 70.

Euphorbia Lathyris L. ist zweijährig und immergrün, und kann man deshalb stets lebende Laubblätter der Pflanze haben, wenn man jährlich Pflanzen im Freien aussät. Da die Pflanze nicht immer gut durch den Winter kommt, so ist es zweckmäßig, die im Frühling ausgesäten Pflanzen im Herbst teilweise in Töpfe zu setzen und im Kalthaus oder im kühlen, frostfreien Zimmer zu überwintern. S. 74.

Chrysanthemum. Lebende Chrysanthemumpflanzen sind Sommer und Winter in Gärtnereien erhältlich. S. 77.

Pistia Stratiotes L. wird in den botanischen Gärten kultiviert. S. 77.

Brassica Napus L. Anfang bis Mitte Mai sind die Blütenstände der Pflanze in Alkohol einzulegen; die unreifen Früchte sind im Juli einzusammeln und in 80-proz. Alkohol zu konservieren. Da für das Practicum event. auch im Winter lebende Blüten gebraucht werden, so habe ich Herrn Garteninspektor SIBER Versuche über die Kultur der Pflanze im Winter anstellen lassen, und giebt Herr SIBER danach folgende Anleitung, nach welcher Sommerrüben, *Brassica campestris* L., der anstatt der *Brassica Napus* verwandt werden kann, im Winter zur Blüte zu bringen ist: Die Samen werden nicht zu dick in Schalen von ungefähr 30 cm Durchmesser, bei 10 cm Höhe gesät. Als Erdmischung wähle man entweder eine sandige Mistbeeterde oder 1 Teil Komposterde, 1 Teil Lauberde und $\frac{1}{4}$ Teil Sand. Die 1. Aussaat ist am 28. September zu machen. Die Schalen sind in ein sonniges, nach Süden gelegenes Kalthaus ($3-5^{\circ}$ R) zu setzen, dem Lichte so nahe als möglich. Nach 14 Tagen werden die Pflanzen teilweise pickiert und der übrige Teil in den Samenschalen verdünnt, so daß sie Platz zur guten Entwicklung haben. Die ersten Blüten werden bei den verdünnten Pflanzen ungefähr am 3. Januar, bei den pickierten am 10. Januar erscheinen, und die Blütezeit wird bis Mitte Februar dauern. Die 2. Aussaat ist am 10. Oktober zu machen. Pickiert werden die Pflänzchen teilweise in Schalen von 20 cm Weite und 10 cm Höhe, bei allseitiger Entfernung von 3 cm, am 24. Oktober. Der Rest bleibt in den alten Schalen und wird ver-

dünnt. Blütezeit vom 18., resp. 25. Januar bis 18. April. S. 80 und S. 89.

Narcissus poëticus L. Im Mai, während des Stäubens der Antheren, werden die Fruchtknoten der Pflanze in 50-proz. Alkohol eingelegt, darin 5 Tage liegen gelassen, dann werden zu 1 Vol. des Alkohols, in welchem die Fruchtknoten liegen, 2 Vol. 95-proz. Alkohols hinzugegeben. S. 87.

Brassica Napus L. Rapssamen wird aus einer Samenhandlung bezogen, einen Tag in Wasser eingeweicht, dann in 80-proz. Alkohol eingelegt. S. 90.

Ricinus communis L. Die Samen der Pflanze, Ricinussamen, Samen Ricini, werden aus einer Drogenhandlung bezogen. S. 91.



Register.

(Die Ziffern bedeuten die Seitenzahlen.)

- Achse der Dikotyledonen 41.
Aleuronkorn 91.
alloplasmatische Organe 18.
anatrophe Samenknospe 87.
Androeceum 81.
Anthere 83.
Antherenfach 84.
Aristolochia 56.
Atemhöhle 54.
Außenrinde 41, 50.
- Bast** 61.
Baststränge 52, 62.
Baststrahlen 61.
Bastzone 61.
Beleuchtungsapparat 4.
Bewegungserscheinungen des Protoplasten 19.
bicollaterales Leitbündel siehe bikollaterales L.
bikollaterales Leitbündel 46.
Bildungsgewebe 25.
Blende 4.
Blüte 80.
Brassica 80, 90.
Brechungsindices der Einschlußmittel 11.
Bündelstrahlen 47.
- Callus** siehe Kallus.
Cambiform siehe Kambiform.
Cambium siehe Kambium.
Cambiumring siehe Kambiumring.
Cambiumstrang siehe Kambiumstrang.
campylotrope Samenknospe siehe campylotrop.
Canadabalsam 93.
Caruncula siehe Karunkula.
Centralcylinder 21, 30, 50.
Centralvakuole 17.
Centrosomen 18.
Chalaza 92.
Chlorophyllkorn 19.
Chloroplast 18, 19.
Chlorzinkjod 31.
Chromatophor 17, 18.
Chromoplast 18.
Chrysanthemum 77.
Cirkulationsstörungen 19.
Clematis 55.
collaterales Leitbündel siehe kollaterales L.
- Collenchymfaser siehe Kollenchymfaser.
Collenchymzelle siehe Kollenchymzelle.
Concentrisches Leitbündel siehe concentrisches L.
Connectiv siehe Konnektiv.
Convallaria 30.
Cotyledonen siehe Kotyledonen.
Cribralparenchym siehe Kribralparenchym.
Cribralteil siehe Kribralteil.
Cucurbita 36.
Cuticula siehe Kutikula.
Cylinderscheide 30, 44.
Cytoplasma 18.
- Dauergewebe** 25.
Dauerpräparate 52.
Deckglas 7.
Dermatogen 54.
Desmogen 48.
Diaphragma 4, 7.
Dickenwachstum, sekundäres 54.
Dikotylenachse, primärer Bau 41.
Drüsenhaare 77.
Durchlaßzellen 21.
- Einschließen von Schnitten 52, 93.
Einstellen 7, 8.
Eizelle 88.
Ektodermis 21.
Element 25.
Embryo 90.
Embryosack 88.
Endodermis 21.
Endodermzelle 21, 29.
Endosperm 92.
Endothecium 84.
Epidermis 50.
Epidermiszelle 21, 29.
ergastische Gebilde 18.
Ersatzfasern 59.
Euphorbia 74.
- Fasertracheide 59.
Faserzelle 59, 84.
Filament 83.
Fixieren 20.
Fritillaria 21.
Frontlinse 5.
Frucht 89.

Fruchtknoten 81.
Fruchtwand 89.
Führgewebe 86.
Fuß 4.

Gefäß 29.
Gefäßbündel 44.
Gefäßbündelring der Dikotyledonen-
achse 41.
Gefäßstrahlen 23.
Gefäßteil 23.
Gegenfüßlerin 88.
Gehilfinnen 88.
Geleitzelle 38, 45.
Gentiana 60.
Germen 81.
geschlossenes Leitbündel 47.
Gewebeart 25.
Gewebeform 25.
Glasfäden 10.
Globoide 92.
Griffel 81.
große Markstrahlen 61.
Gynaeceum 81.

Haare 77.
Hadrom 45.
Härten des Materials 20.
Hauptmarkstrahlen 51, 61.
Holz 50.
Holzfasern 59.
Holzkörper 61.
Holzparenchym 52.
Holzstränge 51.
Hypodermis 21.

Initialstrang 48, 54.
Innenrinde 61.
Integument 88.
intercellulare Sekretbehälter 27.
Intercellularräume 27.
interfascikulare Abschnitte 55.
Interfascikularkambium 55.
Iris 21.

Jodjodkalium 17.

Kallus 39.
Kambiform 45.
Kambiformzellen 45.
Kambium 52, 55, 60.
Kambiumring 61.
Kambiumstrang 48.
kampylotrope Samenknospe 87.
Kapsel 89.
Karunkula 91.
Keimblatt 90.
Kelchblatt 82.
Kernkörperchen 17.
Kernscheide 21.
kleiner Markstrahl 51.
Knospenkern 87.
kollaterales Leitbündel 31, 46.
Kollenchymfaser 39—40.
Kollenchymzelle 28, 39, 50.
koncentrisches Leitbündel 31.

Konnektiv 83.
Korkkambium 58, 64.
Korkmeristem 58, 64.
Korkzelle 29.
Kotyledonen 90.
Kribralparenchym 45.
Kribralteil 45.
Kronenblatt 82.
Krystalloide 92.
Kutikula 31.

Lamellen 26.
Längsschnitt 24.
Leitbündel 21, 44.
Leitbündelcylinder 30, 50.
Leitbündelcylinderscheide 44.
Leitbündelmeristem 37.
Leitbündelparenchym 45.
Leitbündelscheide 45.
Leitgewebe 86.
Lenticelle 58, 62.
Leptom 45.
Leukoplast 18.
Liber 61.
Libriform 29.
Libriformfasern 59.
Libriformzellen 59.
Lycopodium 15.
lysigen 27.

Maceration mit Kalilauge 40.
Maceration mit Schulze's Gemische 43.
Macrospore 88.
Malva 13.
Mark 41, 50.
Markstrahlen 42, 51, 60, 61.
Membranbau 26.
Membrandoppelfärbung 33.
Meristem 25.
Meristemgewebe 25.
Meristemzelle 25, 28.
Mesophyll 72.
Metastylus 89.
Mikrometerschraube 4, 8.
Mikromillimeter 9.
Mikropyle 88.
Milchröhre 28, 76.
Mittellamelle 26.
Monokotyledonenachse 30.
Monokotylenwurzel 21.

Narbe 81, 85.
Narcissus 87.
Nährsackzelle 88.
Nebenzelle 53.
Nektardrüse 81.
Nucellus 87, 88.
Nukleus 18.

Objektiv 4.
Objekttisch 4.
Objektträger 7.
offenes Leitbündel 41, 47.
Okular 4.
Oxalatkrystalle 74.

Pallisadenzelle 72.

- Parenchymatische Kollenchymzellen 40.
 Parenchymzelle 27, 28.
 Perforationen der Siebröhren 43.
 Periblem 54.
 Pericambium siehe Perikambium.
 Pericarp siehe Perikarp.
 Pericykel 23.
 Periderm 58, 62.
 Perikambium 23, 45.
 Perikarp 89.
 Phelloderm 58.
 Phellogen 58, 64.
 Phloem 61.
 Pistill 81.
 Plasmaverbindung 26.
 Plasmolyse 17.
 Plerom 54.
 Pollenkorn 13, 14.
 Pollensack 83.
 primäre Markstrahlen 42.
 primärer Bau der Dikotylenachse 44.
 primäre Rinde 41.
 primäres Dickenwachstum 54.
 primäres Holz 41.
 Prokambium 48.
 prosenchymatische Kollenchymzellen 40.
 Proteinstoffkrystalloid 92.
 Protoderm 54.
 Protoplasma 18.
 Protoplast 18.
 Pyrenoid 17.

Querschnitt 21.

Radiales Leitbündel 21, 46.
 Ranunculus 41.
 Raphe 92.
 Raphiden 79.
 Reinigen der Deckgläser 7.
 Reinigen der Linsen 4.
 Reinigen des Tubus 8.
 Ricinus 91.
 Rinde 30, 50, 61.
 Rindenstrang 52, 59.
 Rosa 49, 70.

 Sambucus 62.
 Samen 90.
 Samenknospe 86, 87.
 Samenschale 90.
 Säule 4.
 schizogen 27.
 Schleimreaktion 80.
 Schließzellen 53.
 Schneiden mit dem Rasiermesser 20.
 Schote 89.
 Schulze's Gemisch 43.
 Sekretzelle 28.
 sekundärer Bast 61.
 sekundärer Bau der Dikotylenachse 49.
 sekundäre Rinde 50, 59, 61.
 sekundäres Dickenwachstum 55.
 sekundäres Holz 50, 61.
 sekundäres Leptom 61.

 Sepalum 80.
 Siebparenchym 38, 45.
 Siebstrangparenchym 38.
 Siebplatte der Siebröhre 37.
 Siebröhre 29, 37.
 Siebröhren von Cucurbita 36.
 Siebstrang 23.
 Siebteil 23, 45.
 Sklerenchymelement 29.
 Sklerenchymfaser 29.
 Sklerenchymzelle 29.
 Spaltöffnungsapparat 53.
 Spiegel 4.
 Spirogyra 16.
 Spore von Lycopodium 15.
 Stativ 4.
 Stärkeherd 17.
 Stärkereaktion 17.
 Staubblatt 83.
 Staubblattstiel 83.
 Stempel 81, 85.
 Stereide 29.
 Stigma 81.
 Strangabschnitte 55.
 Streichriemen 20.
 Stylus 81.

Tangentialschnitt 24.
 Taraxacum 60.
 Taxus 60.
 Trachee 23, 29.
 Tracheenstrang 44.
 Tracheenteil 44.
 Tracheide 29.
 Triticum 36.
 Tubus 4.

 Uebergangszellen 46.
 unvollständiges Leitbündel 44.

 Vakuolen 18.
 Vasalstrahlen 23.
 Vasalteil 45.
 Verdickungsring 52, 61.
 Vergrößerung des Bildes 70.
 verholzte Lamellen 22.
 vollständiges Leitbündel 44.

 Weichbast 61.
 Wurzel 21.

Xylem 45.

Zeichenapparat 68.
 Zeichnen 12, 68.
 Zellarten 25.
 Zellform 25.
 Zellfusion 27.
 Zellgewebe 25.
 Zellkern 17, 18.
 Zellplasma 17.
 Zellsaftvakuolen 18.
 Zwischenbündel 57.
 Zwischenwand der Siebröhre 37.

Meyer, Arthur,

Botanische Practica zum Gebrauche in den Laboratorien und zum
Selbstunterrichte

Bd.: 1

1898

Phyt. 906 x-1

urn:nbn:de:bvb:12-bsb11883409-0